



**Universidad Nacional Mayor de San Marcos**

**Universidad del Perú. Decana de América**

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**Frecuencia de perros infectados con enteroparásitos en  
el distrito de Yanahuanca - Pasco**

**TESIS**

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

**AUTOR**

Noelia Patricia ANGULO SURCA

**ASESOR**

Cesar Miguel GAVIDIA CHUCÁN

Lima, Perú

2007



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

## **Referencia bibliográfica**

---

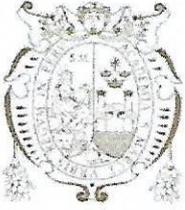
Angulo N. Frecuencia de perros infectados con enteroparásitos en el distrito de Yanahuanca - Pasco [Tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2007.

---

## Hoja de Metadatos complementarios

Código ORCID del autor	<a href="https://orcid.org/0000-0002-7555-5145">https://orcid.org/0000-0002-7555-5145</a>
DNI o pasaporte del autor	44000102
Código ORCID del asesor	<a href="https://orcid.org/0000-0003-3936-5077">https://orcid.org/0000-0003-3936-5077</a>
DNI o pasaporte del asesor	09222190
Grupo de investigación	“—”
Agencia financiadora	País de la agencia financiadora Nombre y siglas de la agencia financiadora Nombre del programa financiero Número de contrato
Ubicación geográfica donde se desarrolló la investigación	Distrito de Yanahuanca -Pasco Coordenadas geográficas: 10°29'29"S 76°30'49"O
Año o rango de años en que se realizó la investigación	2006-2007
Disciplinas OCDE	Ciencia veterinaria <a href="http://purl.org/pe-epo/ocde/ford#4.03.01">http://purl.org/pe-epo/ocde/ford#4.03.01</a>

Nota: tomar en cuenta la forma de llenado según las precisiones señaladas en la web (las tablas OCDE están incluidas).  
[https://sisbib.unmsm.edu.pe/archivos/documentos/recepcion\\_investigacion/Hoja%20de%20metadatos%20complementarios\\_30junio.pdf](https://sisbib.unmsm.edu.pe/archivos/documentos/recepcion_investigacion/Hoja%20de%20metadatos%20complementarios_30junio.pdf)



Universidad Nacional Mayor de San Marcos  
Universidad del Perú, Decana de América  
Facultad de Medicina Veterinaria  
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO  
PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO**

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el **jueves 22 de noviembre del 2007**, a las **12:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° 075-EAPMV/FMV-2007, integrado por los siguientes profesores:

<b>MV. Mg.</b>	<b>Amanda Chávez Velásquez</b>	<b>Presidente de Jurado</b>
<b>MV PhD.</b>	<b>César Gavidia Chucán</b>	<b>Asesor de la Tesis</b>
<b>MV MPH.</b>	<b>Norma Noé Mocceti</b>	<b>Miembro del Jurado</b>
<b>MV.</b>	<b>Gilberto Santillán Altamirano</b>	<b>Miembro del Jurado</b>

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, la Bachiller Doña: **ANGULO SURCA NOELIA PATRICIA**, para optar el Título Profesional de Médico Veterinaria, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

**“FRECUENCIA DE PERROS INFECTADOS CON ENTEROPARÁSITOS EN EL  
DISTRITO DE YANAHUANCA-PASCO”,**

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Asesor de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECISIETE (17)**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIA** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

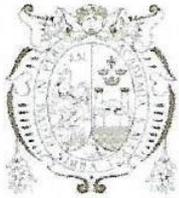
Siendo las **13:00 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

  
.....  
Amanda Chávez Velásquez: MV. Mg. Prof. Principal.

  
.....  
César Gavidia Chucán: MV. Dr. Prof. Asociado

  
.....  
Norma Noé Mocceti: MV. MPH. Prof. Principal

  
.....  
Gilberto Santillán Altamirano: MV. Prof. Asociado



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS  
Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA

**Facultad de Medicina Veterinaria**  
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



Trabajo sustentado y aprobado ante el Jurado designado por la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria mediante Resolución Directoral N° 075-EAPMV/FMV-2007.

**PRESIDENTE:**

.....  
AMANDA CHÁVEZ VELÁSQUEZ

**MIEMBROS :**

.....  
CÉSAR GAVIDIA CHUCÁN  
ASESOR DE LA TESIS

  
.....  
NORMA NOÉ MOCETTI  
.....  
GILBERTO SANTILLÁN ALTAMIRANO

San Borja, 15 de setiembre del 2020

V° B°

.....  
**Dra. Daphne Ramos Delgado**  
Directora  
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria



**UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS**  
*(Universidad del Perú, DECANA DE AMERICA)*  
**Facultad de Medicina Veterinaria**  
**Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria**  
*Av. Circunvalación cdra. 28 s/n – San Borja. Telf. 6197000 anexo 5013*

---

---

**TESIS PARA OPTAR TÍTULO PROFESIONAL**

---

---

**Tesista:**

Srta Noelia Patricia Angulo Surca.

**Título:**

“Frecuencia de perros infectados con enteroparásitos en el distrito de Yanahuanca - Pasco”.

**Director de tesis:**

Dr. Cesar Gavidia Chucán.

**Laboratorio o Estación:**

Medicina Veterinaria Preventiva.

**2007**

# **Índice:**

**Resumen**

**Summary**

**I. Introducción.**

**II. Revisión de literatura**

**1. Generalidades.**

**2. Helmintos**

2.1. Céstodos.

2.2. Nemátodos.

**3. Protozoos.**

**4. Liberación de formas infectantes de los enteroparásitos.**

**5. Patología de los enteroparásitos**

**6. Signos de enteroparásitos en caninos.**

**7. Diagnóstico de enteroparásitos en canino.**

7.1 Observación macroscópica.

7.2 Observación microscópica.

7.3 Veracidad de resultados.

7.4 Identificación de parásitos.

**8. Epidemiología**

**9. Zoonosis causadas por enteroparásitos.**

**III. Materiales y métodos.**

1. Lugar de estudio
2. Muestras.
3. Tamaño muestral.
4. Análisis coprológico de las muestras.
5. Análisis de datos
6. Materiales

**IV. Resultados.**

**V. Discusión.**

**VI. Conclusiones.**

**VII. Recomendaciones.**

**VIII. Bibliografía citada.**

**IX. Anexos**

### **Lista de tablas.**

- Tabla 1. Total de animales muestreados según edad y sexo.
- Tabla 2. Número de muestras recolectadas en las comunidades del distrito de Yanahuanca – Pasco.
- Tabla 3. Frecuencias de muestras positivas por comunidad a la observación macroscópica.
- Tabla 4. Frecuencias de muestras positivas por comunidad a la observación microscópica.
- Tabla 5. Frecuencia de enteroparásitos identificados en las muestras de perros según el examen parasitológico.
- Tabla 6. Asociación de formas parasitarias según edad y sexo.
- Tabla 7. Frecuencia de perros positivos a enteroparásitos según condición corporal.
- Tabla 8. Frecuencia de perros positivos a enteroparásitos según la actividad que realizan.

## RESUMEN

La enteroparasitosis canina es una condición de importancia en la salud animal y en la salud pública. El objetivo del presente estudio fue determinar la frecuencia de perros infectados con formas parasitarias intestinales en el distrito de Yanahuanca – Pasco. Se recolectaron 50 muestras de heces de caninos domésticos procedentes de las comunidades campesinas Tambochaca, Andachaca, Santiago Pampa, 12 de octubre, Tambopampa, Astobamba y Uchumarca pertenecientes a Yanahuanca - Pasco. Las muestras se analizaron mediante las técnicas de flotación, sedimentación espontánea, método de Ritchie y Ziehl Neelsen. El 100% de los perros muestreados se hallaron positivos a parásitos, encontrándose entre ellos los géneros *Coccidia* (26/50), *Ancylostoma* sp. (20/50), *Echinococcus* sp. (8/50), *Capillaria* sp. (3/50), *Giardia* sp. (3/50), *Dipylidium caninum* (2/50), *Sarcocystis* sp. (1/50) y *Ascaris* sp. (1/50). Los animales machos, menores de doce meses, con buena condición corporal y con actividades de guardián y pastoreo fueron los más parasitados habiendo diferencia estadística significativa ( $p < 0.05$ ). Este estudio comprueba la existencia de una alta frecuencia de parásitos intestinales en perros de las comunidades campesinas del distrito de Yanahuanca, sugiriendo que la enteroparasitosis canina podría constituir un serio problema de salud pública en las zonas rurales.

*Palabras claves: Enteroparásitos, caninos, comunidades campesinas*

## SUMMARY

The canine enteroparasites is an important condition for animal health and public health. The goal of this study was determining the frequency of infected dogs with intestinal parasites in Yanahuanca district – Pasco. Fifty fecal samples from domestic canines were collected from the rural communities Tambochaca, Andachaca, Santiago Pampa, 12 de octubre, Tambopampa, Astobamba y Uchumarca, from Yanahuanca – Pasco. The samples were analyzed through copro-parasitology techniques as flotation, sedimentation, Ritchie method and Ziehl Neelsen. The 100% of the analyzed samples were positive to intestinal parasites as *Coccidia* (26/50), *Ancylostoma* sp. (20/50), *Echinococcus* sp. (8/50), *Capillaria* sp. (3/50), *Giardia* sp. (3/50), *Dipylidium caninum* (2/50), *Sarcocystis* sp. (1/50) y *Ascaris* sp. (1/50). Male animals, younger than twelve months, with good body condition and with guarding and grazing activities were the most parasitized, with a statistically significant difference ( $p < 0.05$ ). This study proves the existence of a high frequency of intestinal parasites in dogs from the rural communities of the Yanahuanca district, suggesting that canine enteroparasitosis could constitute a serious public health problem in rural areas.

*Key words: Enteroparasites, canines, rural communities.*

## I. INTRODUCCIÓN

Los enteroparásitos del perro doméstico comprenden un gran número de agentes tanto protozoos como helmintos, ejerciendo diversos tipos de relación con la pared intestinal constituyendo uno de los problemas comunes en la crianza de los perros, principalmente en animales jóvenes; pues producen desmedro en la salud y la condición general. Estos efectos en el huésped son ocasionados a través de diferentes mecanismos tales como el daño directo a la mucosa intestinal, déficit en absorción de nutrientes, reacciones tóxico alérgicas, entre otras.

A nivel mundial, las infecciones intestinales parasitarias en perros son las más comunes y se encuentran distribuidas alrededor del mundo, presentando mayor prevalencia en localidades pobres y países en desarrollo debido a las condiciones de vida, la falta de educación sanitaria, la ausencia de control sanitario de los canes y las inadecuadas prácticas de manejo en el sacrificio del ganado.

En nuestro país, específicamente en las comunidades campesinas de Yanahuanca (Pasco), no se tiene información acerca de los enteroparásitos que infectan a los canes de esta región. Esta zona ofrece las condiciones epidemiológicas para el desarrollo de diversos parásitos, tales como temperatura y humedad. Es por eso la importancia de realizar estudios de determinación de frecuencia de parasitismo intestinal en los perros de estas regiones para así conocer los parásitos presentes y a través de ello contribuir con estudios basales de prevención y control de enfermedades parasitarias en caninos y enfermedades zoonóticas.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 1.- GENERALIDADES

Desde hace más de 20 000 años, el perro ha venido siendo una compañía constante del hombre. Se estima que alrededor del mundo, tanto en países desarrollados como en aquellos en vías de desarrollo, un 40% de los hogares posee un can como mascota. La tenencia de mascotas cumple un rol cada vez más importante en la sociedad, ya que además de la compañía que proporcionan, contribuyen al desarrollo emocional, social e incluso físico de los niños (Teglia, 2002). A esto se añade, el importante apoyo que desempeñan en zonas rurales (ganaderas) como perros pastores originando que el vínculo entre perros, ganado y el hombre sea muy estrecho. Esta convivencia contribuye a la presentación de enfermedades zoonóticas (Rojas, 2003; Romero et al, 2002).

El parasitismo intestinal es una asociación heterotípica, negativa, interna, permanente, entre dos factores biológicos: el parásito y el hospedador. El parásito depende metabólica y evolutivamente del hospedador. Vive a sus expensas con lo cual, ocasiona acciones patógenas o modificaciones del equilibrio homeostático del hospedador y de la respuesta adaptativa de su sistema inmunitario (Cordero del Campillo, 1999; Soulsby, 1987).

Las enteroparasitosis del perro doméstico son causadas por helmintos y protozoarios, constituyendo un importante problema en la tenencia y crianza de caninos, sobretodo en animales jóvenes; pues producen desmedro en la salud y la condición general (Soulsby, 1987; Giraldo et al, 2005). Estos parásitos se evidencian a gran escala en la población canina afectando la salud de los perros y en algunos casos, afectando la salud de las personas. Las infecciones parasitarias se presentan mayormente en lugares donde los perros no reciben ninguna atención (Anene et al, 1996), lo que representa una problemática potencial de salud pública en muchos países (Schantz, 1979), sobretodo en países en vías de desarrollo (Fernández, 2002).

## 2.- HELMINTOS

En la naturaleza, los helmintos son organismos muy abundantes, habiéndose registrado 1632 especies, de las cuales 1060 pertenecen al Phylum Platyhelminthes (que incluye céstodos y tremátodos), 490 al Phylum Nematyhelminthes (nemátodos) y 14 al Phylum Annelida (Soulsby, 1987).

Los helmintos son patógenos que pueden producir enfermedad al infectar al hombre y a las mascotas, cobrando importancia, ya que muchos de estos parásitos son zoonóticos (Taranto et al, 2000). Las manifestaciones de la enfermedad por helmintos varían conforme a la cantidad, tipo y forma de desarrollo del parásito (Cabrera et al, 2003). A nivel mundial se ha reportado prevalencias en rangos de 4% a 78% de la presencia de helmintos intestinales en caninos, los cuales han sido diagnosticados mediante análisis de heces y en estudios post mortem (Giraldo et al, 2005).

### 2.1.- CÉSTODOS

#### a) TAXONOMÍA

Es el grupo de parásitos pertenecientes al Phylum Platyhelminthes, son gusanos planos, segmentados, sin cavidad celómica y carecen de aparato digestivo (Lapage, 1983). Los céstodos que parasitan el intestino de los perros pertenecen al orden Cyclophyllidea, y Pseudophyllidea (Urquhart, 2001).

Dentro de la familia Taenidae se encuentran dos géneros: *Taenia* sp. y *Echinococcus* sp., y en la familia Dilepididae se ubica el género *Dipylidium* sp. (Noble 1976).

A continuación, se presenta la clasificación taxonómica de los céstodos:

Reino	: Animalia	
Phylum	: Platyhelminthes	
Clase	: Céstoda	
Orden	: Cyclophyllidea	Pseudophyllidea
Familia	: Taenidae	Diphyllobothriidae
	Dilepididae	

## b) MORFOLOGÍA

Los miembros de la clase céstoda, durante su ciclo biológico pasan por diferentes etapas o estadios: huevo, larva y adulto, presentando en cada una diferentes características morfológicas:

Los huevos de los céstodos de orden *Cyclophyllidea*, en general están rodeados por una cápsula no operculada y maduran dentro del útero en los proglotis grávidos del céstodo, eclosionando en el intestino del hospedador. El embrión completamente desarrollado se denomina embrión hexacanto, por los seis ganchos que forman su estructura (Urquhart, 2000; Noble, 1976).

Los huevos tipo *Taenia* son esféricos, miden entre 30 a 45  $\mu\text{m}$  de diámetro y están constituidos por:

- El embrión hexacanto.
- Una cubierta de bloqueo denominada embrióforo, la cual es gruesa, resistente, oscura, constituida de queratina y estriada radialmente.
- Una delicada membrana externa hialina o capa vitelina (de origen embrionario) que generalmente se pierde mientras el huevo está en el útero (Urquhart, 2000).

Los huevos tipo *Dipylidium* están agrupados en el interior de las cápsulas ovígeras, las cuales son eliminadas por los propios segmentos de forma activa o liberadas cuando estos se desintegran (Noble 1976; Urquhart, 2000).

Los céstodos durante el estadio larvario llamado también metacéstodos, tienen forma esferoide u oblonga y se localizan en diferentes tejidos u órganos de sus hospedadores intermediarios. Pueden medir desde milímetros a varios centímetros de diámetro (Cordero del Campillo et al., 1999). Por ejemplo, la larva de *Dipylidium caninum* que se ubica en el celoma de la pulga es blanquecina, opaca, y mide aproximadamente 50x85  $\mu\text{m}$  (Quiroz, 2000). Mientras que en su estado adulto presentan un color blanco amarillento y su medida varía desde unos cuantos milímetros pudiendo alcanzar varios metros de longitud (Lapage, 1983). Su cuerpo tiene forma de cinta y se diferencian tres partes:

El **escólex** o extremo anterior, el cual tiene una forma globulosa, esferoide y constituye el órgano de fijación debido a la presencia de ventosas que le facilitan el anclaje, por lo general, son cuatro ubicados a los lados y pueden o no tener ganchos (Quiroz, 2000; Urquhart, 2000). Posee una zona apical conocida como rostelo, caracterizada por ser una protuberancia retráctil ubicada en el centro, como en el caso de *Dipylidium caninum*, y en algunos casos se puede observar la presencia de ganchos en forma de una corona. Todas estas estructuras con función de fijación constituyen características diferenciales y permiten la comprensión de la patogenia durante la invasión parasitaria (Cordero, 1999; Urquhart, 2001; Soulsby, 1987).

La región del **cuello**, se encuentra a continuación del escólex, es una zona con alta actividad reproductora conocida como estrobilación debido a la presencia de células germinales. Esta estrobilación da origen a los proglótidos (Audesirk, 2003).

El estróbilo, constituye la tercera región del cuerpo de los céstodos y está conformado por una serie de unidades llamadas proglótidos (Soulsby, 1987). Cada

proglotis aloja en su interior uno o dos aparatos reproductores hermafroditas (Noble, 1976, Audesirk, 2003). Los proglotis se diferencian por la cercanía al escólex; así los más próximos son los inmaduros, a continuación, los maduros y los últimos son los grávidos. Estos últimos se desprenden por apólisis (Lapage, 1983, Cordero del Campillo et al., 1999).

### c) **HOSPEDEROS**

Los hospederos definitivos son los perros y gatos, en los que las formas adultas de las tenias se establecen en el intestino delgado (Barriga, 2002). Dentro de la familia Taeniidae, seis especies parasitan fundamentalmente al perro y a diversos carnívoros silvestres (*T. hydatigena*, *T. ovis*, *T. multiceps*, *T. pisiformis*, *T. serialis* y *E. granulossus*) (Urquhart, 2001).

Las formas larvianas o metacéstodos de las tenias se encuentran en diversos órganos y tejidos de otros animales llamados hospederos intermediarios, los que en su mayoría son herbívoros rumiantes u omnívoros y ocasionalmente el hombre (*Echinococcus* spp, *T multiceps*), en cuyas vísceras y tejidos se desarrolla el metacéstodo (Cordero del Campillo et al., 1999; Quiroz, 2000).

### d) **CICLO BIOLÓGICO**

El ciclo biológico típico de estos céstodos es indirecto, es decir necesitan un hospedador intermediario (Borchert, 1975). Por lo general, el céstodo adulto se localiza en el intestino delgado del hospedador definitivo, el cual expulsa al exterior los segmentos y huevos junto con las heces. Cuando el huevo que contiene la oncósfera o embrión hexacanto es ingerido por el hospedador intermediario vertebrado (Quiroz, 2000), las secreciones gástricas e intestinales digieren el embrióforo y activan la oncósfera (Urquhart, 2001). A continuación, la oncósfera invade las microvellosidades intestinales empleando sus ganchos provistos de fibras contráctiles, además se introduce en la mucosa intestinal hasta

alcanzar la circulación sanguínea o linfática (Cordero del Campillo, 1999). Una vez que alcanzan su localización preferencial, la oncósfera pierde sus ganchos y se desarrolla en estadios larvarios los que varían dependiendo de la especie, por ejemplo: quiste hidatídico en caso de *Echinococcus granulosus*; cisticerco, en caso de *Taenia solium*, entre otros (Urquhart, 2001). *Dipylidium caninum* requiere de un invertebrado (*Ctecenophalides canis*) como hospedador intermediario. En la cavidad bucal de este artrópodo, la oncósfera llega a transformarse en metacéstodo cisticercoide y una vez alcanzado el hospedador definitivo, la larva se transformará en adulto (Noble, 1976).

## **2.2.- NEMÁTODOS**

### **a) TAXONOMÍA**

Los miembros del Phylum Nematelminthos, clase nemátoda, constituyen un grupo muy variado de parásitos, hallándose en todos los hábitats en los cuales puede sobrevivir los organismos multicelulares (Audesirk, 2003; Barriga, 2002). Los nemátodos se caracterizan por tener un cuerpo cilíndrico y la presencia de una cavidad conocida como pseudoceloma en el centro del cuerpo. Su aparato digestivo está provisto de boca y ano. Posee además aparato locomotor, nervioso, excretor y reproductivo. (Barriga, 2002; Noble, 1976; Soulsby, 1987). Entre los principales nemátodos que afectan el intestino de los perros se ubican:

Reino	: Animalia		
Phylum	: Nematelminthes		
Clase	: Phasmodia	Phasmodia	Aphasmodia
Orden	: Strongylida	Ascaridida	Enoplida
Familia	: Ancylostomatidae	Ascarididae	Trichuridae
Género	: <i>Ancylostoma</i>	<i>Toxocara</i>	<i>Trichuris</i>
	<i>Uncinaria</i>	<i>Toxascaris</i>	<i>Capillaria</i>
	<i>Strongiloides</i>		

## b) **MORFOLOGÍA**

Muchos nemátodos tienen forma cilíndrica, angosta en los extremos y el cuerpo está cubierto por una cutícula (Soulsby, 1987). Por lo general las hembras tienen mayor tamaño que los machos, por ejemplo, los machos de *Toxocara canis* miden de 4 a 10 cm de longitud, en tanto que las hembras alcanzan los 14 cm (Acha y Szyfres, 1986).

Su cubierta está formada por dos capas conocidas como cutícula e hipodermis. La cutícula es una capa incolora y traslúcida, secretada por la hipodermis. Esta cutícula presenta diversas modificaciones estructurales como arrugas, punteados, espinas, surcos longitudinales y transversales, papilas, dientes y expansiones aliformes, cada una de las cuales desempeña distintas funciones (Cordero del Campillo, 1999). La cutícula se encuentra además recubriendo diversas áreas como la superficie del intestino, del esófago, entre otras (Urquhart, 2001).

La cavidad corporal es el lugar que contiene a las vísceras que están rodeadas de la hemolinfa. Es la zona que contiene fluidos a alta presión que mantiene la turgencia y la forma del cuerpo (Noble, 1976; Urquhart, 2001).

La musculatura, el seudocele y la cutícula funcionan como esqueleto hidrostático, que intervienen en los movimientos y el movimiento ondulatorio nemátodo (Cordero del Campillo, 1999). Este movimiento ondulatorio producido por la contracción y relajación muscular alternativa en la zona ventral y dorsal del verme es el que da lugar a la locomoción (Audesirk, 2003).

El sistema digestivo es tubular y está constituido por la boca, el esófago, el intestino, el recto y el ano. La boca de muchos nemátodos es una abertura sencilla que puede estar rodeada por dos o tres labios y desemboca directamente al esófago. (Urquhart, 2001; Quiroz, 2000).

En algunas especies a continuación del orificio bucal le sigue una dilatación bucal formadas por ganchos, sientes o presentan otras formas cuniculares (Audesirk, 2003; Noble, 1976). Por ejemplo, los gusanos de *Ancylostoma caninum* son identificados al microscopio por la presencia de una gran cápsula bucal conteniendo tres pares de dientes a los lados (Leguía, 1996).

Los huevos de los nemátodos miden entre 30-50  $\mu\text{m}$ . Se caracterizan por ser redondeados u ovals, y; en algunos casos pueden estar aplanados a los márgenes laterales, siendo asimétricos en algunos casos (Cordero del Campillo et al., 1999). Los huevos de algunas especies como ascáridos y tricúridos presentan una cubierta muy gruesa y otras especies como estróngilos y ancilostómidos, una capa delgada (Atías, 1994). En algunos nemátodos existe un área especializada para facilitar la salida de los embriones denominada opérculo; por ejemplo, una de las características de los tricúridos son la presencia de los tapones operculares en ambos polos de sus huevos (Soulsby, 1987).

En general, se describe que la cubierta de los huevos de nemátodos está formada por tres capas:

- *La capa interna o lipídica*, está formada en su mayoría por glucolípidos y un aproximado de 25% de proteínas. Los glucolípidos reciben el nombre de

ascarósidos brindan impermeabilidad a los huevos, excepto de gases o disolventes lipídicos (Urquhart, 2001).

- *La capa media o quitinosa*, está formada por quitina en proporciones que varían según la especie y es sintetizada luego de la fertilización. En *Ascaris* la cantidad de quitina es abundante, mientras que en *Trichuris*, *Capillaria* y *Strongilos* es escasa (Quiroz, 2000; Urquhart, 2001).
- *La capa externa o capa vitelina*, también conocida como capa uterina se forma a partir de células provenientes de la pared del útero y parece estar constituida por un complejo de proteínas y mucopolisacáridos. Adicionalmente, los huevos de los *Ascaris* tienen una cuarta capa también formada por las células uterinas, la que recibe el nombre de capa uterina externa (Cordero del Campillo, 1999).

### c) **HOSPEDADORES**

Los nemátodos infectan a casi todas las especies vegetales y hospederos vertebrados, parasitando diversos tejidos y órganos (Lapage, 1983; Jawetz et al, 1996).

### d) **CICLO BIOLÓGICO**

El ciclo biológico de *Toxocara canis* es complejo, ya que puede variar dependiendo de diversos factores del hospedero, entre ellos la edad, sexo y el estado de salud. Se conocen cuatro formas de transmisión las que incluyen, la transmisión directa, transplacentaria, lactogénica y la que se da a través de hospederos paraténicos (Burke, 1985; Sweryzcek, 1971). La transmisión directa puede ocurrir en el período comprendido entre el nacimiento hasta los tres meses de edad a través de una migración traqueal; la vía de infección de los cachorros es oral, cuando ingieren alimentos o material fecal contaminado con huevos infectivos que eclosionarán en el duodeno para luego atravesar el intestino

y migrar por vía linfática o sanguínea hasta llegar al hígado, corazón y pulmones. Una vez, ubicados en los pulmones, son capaces de atravesar los alveolos y llegar hasta la tráquea, donde comienzan su muda a larvas de cuarto estadio. Una vez que estas larvas son deglutidas, llegan al intestino donde finalmente alcanzan su estadio adulto y comienza la ovoposición luego de cuatro a cinco semanas de producida la infección (Acha y Szyifres, 1986). La transmisión trasplacentaria o prenatal ocurre aproximadamente entre los 40 y 42 días de gestación, cuando las larvas arrestadas en diversos tejidos de la perra se reactivan y mediante la circulación sanguínea atraviesan la placenta infectando de esta forma al feto, en un inicio llegan al hígado y a partir las dos semanas de vida migran ya se encuentran en los pulmones, llegando finalmente a los intestinos a la tercera semana de edad. A los 40 días de gestación, inicia la transmisión lactogénica, cuando las larvas se reactivan y migran a las glándulas mamarias, contaminando de esta forma el calostro y la leche. Mientras que, la transmisión por hospederos paraténicos se origina por el comportamiento predador del perro, que al ingerir hospederos de transporte (aves, roedores e insectos) infectados con larvas de *Toxocara*, las cuales alcanzarán directamente su estadio adulto dos a tres semanas después de haber sido ingeridos (Leguía, 1996; Burke y Roberson, 1985).

*Toxascaris leonina* presenta un ciclo biológico directo, los animales se infectan al ingerir huevos con L3, la cual al llegar al intestino se introduce en la submucosa donde muda a L4, luego retorna a la luz intestinal donde se hace adulto entre 60 a 75 días. La infección puede efectuarse también mediante el consumo de hospederos paraténicos, como ratones e invertebrados (Leguía, 1996).

*Ancylostoma caninum* se puede transmitir de diversas formas, entre ellas, la forma directa que se da por la ingestión de alimentos contaminados con larvas infectivas. La transmisión cutánea, que ocurre cuando las larvas infectivas se introducen a través de la piel, luego migran a la tráquea y al llegar al intestino alcanzan su madurez sexual entre 17 y 21 días. La transmisión transplacentaria se

produce cuando los estadíos larvarios arrestados o adquiridos en infecciones recientes se reactivan y pasan de la circulación de la madre a la cría, y es aquí donde el parásito alcanza su estado adulto a las dos o tres semanas después del nacimiento. Cuando la transmisión es vía lactogénica, las larvas pasan de la circulación a las glándulas mamarias. Por otro lado, aun no se tienen suficientes estudios de la transmisión mediante hospederos paraténicos y se sugiere que ocurriría de forma similar a *Toxocara canis* (Leguía, 1996).

*Trichuris vulpis* se caracteriza por un ciclo biológico directo, es decir, la infección en los perros se produce tras el consumo de alimentos contaminados con huevos conteniendo larvas de segundo estadío, las cuales se liberan en el estómago para luego introducirse en la mucosa del intestino y desplazarse al ciego donde alcanzan su estado adulto entre nueve y once semanas (Leguía, 1996).

### **3.- PROTOZOOS**

El Phylum Protozoo está conformado por organismos unicelulares que pertenecen al reino animal, esta única célula que poseen cumple con todas las necesidades vitales del organismo, obteniendo su energía incorporando materia orgánica (Bunkley, 1995). Tienen un pequeño tamaño entre 1  $\mu\text{m}$  y 50  $\mu\text{m}$ . Por lo general tienen alimentación de tipo animal, es decir, heterótrofa (Cordero del Campillo, 1999).

#### **a) TAXONOMÍA**

Los principales parásitos protozoos que afectan el intestino de los perros son: *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp., *Isospora* sp., *Sarcocystis* sp. los cuales son clasificados de la siguiente forma:

Reino	: Protista	Protista
Phylum	: Sarcomastigofora	Apicomplexa
Clase	: Zoomastigophorea	Sporozoea
Orden	: Diplomonadina	Eucoccidiida
Familia	: Hexamitidae	Eimeriidae
	Cryptosporidiidae	Sarcocystidae
Género	: <i>Giardia</i>	<i>Isospora</i>
	<i>Cryptosporidium</i>	<i>Sarcocystis</i>
		<i>Eimeria</i>
		<i>Neospora</i>

## b) **MORFOLOGÍA**

Los protozoos, son seres eucariotas, es decir, poseen un núcleo verdadero, y una membrana doble que lo separa del citoplasma, la parte externa se prolonga formando el retículo endoplásmico, el cual contiene en su interior el material genético organizado con histonas en los cromosomas (Urquhart, 2001). Además, entre sus componentes se encuentran la membrana plasmática, el citoplasma, el citoesqueleto, orgánulos de membrana como son mitocondrias, lisosomas, vacuolas, peroxisomas, entre otros (Cordero del Campillo, 1999, Bunkley, 1995).

**Movimiento:** Los flagelados que pertenecen a la clase Mastigophora emplean sus flagelos alargados y membranas ondulantes asociadas para su desplazamiento. En los apicomplexos, la contracción de los microtúbulos subpeliculares producen los movimientos de deslizamiento y volteo (Bunkley, 1995; Quiroz, 2000).

**Nutrición:** Estos parásitos denominados heterótrofos porque se alimentan del material orgánico que consumen a partir del medio que habitan, denominándose

nutrición holozoica. Por otro lado, si la nutrición se produce a través de la membrana plasmática, se denomina nutrición saprozoica (Atías, 1994).

Adicionalmente, las partículas sólidas son ingeridas por fagocitosis, la que se realiza en cualquier parte de la superficie corporal o en una región específica conocida como citostoma (Audesirk, 2003). La excreción de las sustancias no digeridas ni absorbidas, se puede realizar por cualquier parte del cuerpo o por una zona de apertura temporal especializada llamada citopigio. Cabe mencionar que cuando el parásito se alimenta de sustancias sólidas en proceso de ingestión se llama (Cordero del Campillo et al., 1999).

**Reproducción:** La reproducción de los protozoos se produce dentro de la célula huésped mediante los procesos de multiplicación sexual o asexual (Atías, 1994). Algunos protozoos como los apicomplexos pueden alternar entre ambos tipos de reproducción (Bunkley, 1995; Cordero del Campillo et al., 1999). Entre los protozoos parásitos, predomina la multiplicación clonal o asexual, la cual se puede producir por:

**Fisión binaria o por gemación**, como en el caso de los coccidios y *Giardia*, en la cual el núcleo se divide sucesivamente, seguido del citoplasma, generando células hijas (Cordero del Campillo et al., 1999).

**Fisión múltiple o esquizogonia**, que ocurre en los apicomplexos. Se caracteriza porque el núcleo comienza a dividirse repetidamente migrando a la periferie del citoplasma formando una nueva estructura denominada esquizonte, cuando culmina este proceso cada núcleo ha adquirido una porción de citoplasma. Luego el esquizonte es ocupado por un gran número de organismos alargados y separados llamados merozoitos (Urquhart, 2001). Una vez que la célula hospedera se destruye, los merozoitos son liberados y tienen la capacidad para invadir otra célula, y comenzar nuevamente el proceso esquizogónico o para iniciar la producción de gametos en la gametogonia (Atías, 1994).

**Endodiogenia**, la cual ocurre en *Sarcocystis sp.*, es el proceso mediante el cual dos células hijas completas son formadas, y durante su crecimiento van ocupando todo el citoplasma hasta que la célula madre desaparece (Urquhart, 2001, Audesirk, 2003).

Existen dos formas de reproducción sexual:

La más frecuente es conocida como *singamia*, en la cual dos células progenitoras se unen. Por otro lado, una forma de reproducción asexual que solo se encuentra en los ciliados, es llamada *conjugación*, en la cual las células progenitoras intercambian material genético (Atías, 1994). La gran mayoría de apicomplexos ocurre que cuando los merozoítos que penetran la célula huésped, el proceso asexual se detiene y se da la gametogonia (Quiroz, 2000) es decir a la formación de gametos femeninos y masculinos, de la unión de los cuales se produce el cigoto, el cual secreta una membrana translúcida envolvente que da origen al ooquiste, de aspecto ovalado redondeado (Urquhart, 2001). El cigoto comienza a dividirse por fisión múltiple, constituyendo los esporoblastos y posteriormente los esporozoítos. Y cuando el ooquiste o el esporoquiste se rompen en el huésped apropiado dejan libres los esporozoítos, los cuales inician un nuevo ciclo de multiplicación (Atías, 1994).

### c) **CICLO BIOLÓGICO y HOSPEDEROS**

Los coccidios se caracterizan por tener ciclos evolutivos monoxénicos (en un solo huésped) o heteroxénicos (con dos huéspedes) y presentan fases de multiplicación asexual (Atías, 1994).

*Isospora sp.* tiene un ciclo evolutivo monoxénico, la esquizogonia y la gametogonia ocurren en el epitelio del intestino delgado. El ooquiste resultante es expulsado con las heces al medio externo y en su interior se produce la

esporogonia. La forma infectante es el ooquiste esporulado, es decir el que tiene el esporozoito en su interior. (Jawetz 1998; Atías, 1994).

*Cryptosporidium* sp. tiene su ciclo biológico similar al anterior, con fases de multiplicación sexual y asexual que ocurren en el intestino del huésped (ciclo monoxénico) y que culmina con la eliminación de ooquistes esporulados, forma infectante para el próximo hospedador (Quiroz, 2000; Atías, 1994).

En el caso de *Sarcocystis* sp., el huésped definitivo o intermediario (el hombre) se infecta al ingerir el quiste ubicado en carne de vacunos o de cerdo ingeridas mal cocidas. En las capas subepiteliales del intestino, se produce la gametogonia y el ooquiste resultante madura rápidamente, eliminándose al exterior los esporoquistes ya maduros, con esporozoitos en su interior (Jawetz, 1998). Los esporoquistes son las formas infectantes para el vacuno o para el cerdo, siendo específicos y sin que exista infección cruzada con estas especies. En la musculatura de estos animales se produce la reproducción asexual por endodiogonia, dando origen a merozoitos maduros e inmaduros. El ciclo se completa cuando el perro ingiere esas carnes infectadas crudas o mal cocidas (Atías, 1994).

#### **4.- LIBERACIÓN DE FORMAS INFECTANTES DE LOS ENTEROPARÁSITOS**

Los estudios *in vitro* indican que algunos factores, como temperatura, pCO<sub>2</sub>, pO<sub>2</sub>, pH y la presencia de enzimas proteolíticas, son necesarias para el desenquistamiento de las formas infectantes de los enteroparásitos (Cordero del Campillo et al., 1999; Atías, 1994).

Entre los protozoos, se conoce que para los quistes de *Giardia* sp., en su paso por el intestino delgado, es favorable la acidez gástrica continua y la elevación del pH (Huber et al, 2005) y; en los coccidios, la bilis y la pepsina actúan sobre toda la

superficie del ooquiste o sobre la porción más delgada de la pared del cuerpo con la consiguiente liberación del esporoquiste (Jawetz, 1998).

En los céstodos, la eclosión de los huevos del orden Cyclophyllidea, por ejemplo, los de *Taenia* se produce de forma bifásica: primero la oncósfera es activada en el tubo digestivo del huésped intermediario (Rubio, 2000), abomba la membrana que lo cubre y las enzimas proteolíticas junto con las sales biliares del huésped digieren la cápsula externa, liberando el embrión hexacanto (Cordero del Campillo, 1999). Luego las formas larvales quísticas son liberadas en el tubo digestivo del hospedero definitivo, para lo cual requieren de las enzimas digestivas y sales biliares (Atías, 1998).

En el ciclo evolutivo de los nemátodos, hay huevos que eclosionan en el medio externo y otros lo hacen en el tubo digestivo del huésped. Por ejemplo, *Ancylostoma* sp. y *Strongyloides* sp., liberan las larvas infectantes en el exterior, debido a la acción de los estímulos ambientales (agua, temperatura, etc.) (Fujiwara, 2005) y a la liberación de enzimas por parte de la larva, permitiendo la entrada de agua y aumento de la presión hidrostática dentro del huevo, con la consiguiente liberación de estado larval. En el tubo digestivo el huevo de *Ascaris*, bajo condiciones favorables en pH, pCO<sub>2</sub> y temperatura, la larva encerrada en su interior se activa y produce enzimas capaces de digerir las capas de ascarósido y quitina, lo que determina la eclosión del huevo (Atías, 1994).

## **5.- PATOLOGÍA DE LOS ENTEROPARÁSITOS**

Los enteroparásitos se ubican a lo largo de todo el tracto intestinal, y según su alimentación y ciclo de vida pueden dañar la mucosa intestinal en diferentes grados (Jawetz, 1998). El poder patógeno lo producen mediante diversos mecanismos como la acción expoliatriz, traumática, histófaga, hematófaga, entre otras (Atías, 1994).

Los *Ascaris* se caracterizan por permanecer en el lumen intestinal, teniendo escaso contacto con la mucosa del intestino. Por otro lado, algunos helmintos emplean sus ventosas o ganchos para anclarse en un punto de la mucosa intestinal, y a pesar de ello, no producen un evidente daño histológico, como en el caso de los cestodos (Quiroz, 2000). Sin embargo, parásitos intestinales como los protozoarios si llegan a producir cambios en la superficie de mucosa intestinal, reportados entre ellos hiperemia, incremento de la mucosidad, alteración de la capa epitelial como en el caso de *Giardia*, llegando algunos protozoarios a producir importantes destrucciones celulares, como en el caso de los coccidios (Minaar et al, 2000).

La mayoría de los parásitos intestinales ejercen su acción patógena desde su hábitat intestinal, pero algunos de ellos, pueden migrar y de esta manera provocar daño. Dentro de los helmintos, resalta el parásito conocido como *Toxocara canis* debido a su comportamiento errático que tiene como consecuencia complicaciones extraintestinales (Cordero del Campillo et al., 1999). En infecciones débiles, las migraciones larvarias o su ubicación en el intestino no ocasionan daños importantes en los órganos. Sin embargo, en infecciones masivas a nivel intestinal genera daños mecánicos, irritación y obstrucciones que no permiten una digestión normal de los alimentos y ocasiona problemas de tránsito intestinal, generando a su vez enteritis catarral, oclusión y perforación intestinal, así como invasión de los conductos biliares y pancreáticos (Atías, 1994).

En intensas infecciones prenatales, las larvas de *T. canis* a su paso por el hígado y pulmones producen neumonía, edemas, exceso de exudado pulmonar hasta provocar la muerte del cachorro entre la primera a tercera semana de vida (Fernández y Cantón, 2002).

El tipo de alimentación de los ancilostómidos es esencialmente hematófaga, y como consecuencias producen en el hospedador anemia hemorrágica aguda, llegando a ser crónicas en algunos casos. El tipo de cuadro, variará según

diversos factores como la severidad de la infección, la edad y estado nutricional del animal principalmente el nivel de sus reservas de hierro, además del nivel de inmunidad. *A. caninum* es uno de los enteroparásitos más patógenos que afectan principalmente a los perros en el campo, que a los perros que viven en la ciudad. (Fujiwara, 2005). Los cachorros infectados a través de la leche son los más susceptibles debido probablemente a la escasa reserva de hierro y escaso aporte de este mineral en la leche (Cordero del Campillo, 1999).

La pérdida de sangre empieza a los 8 días post infección, cuando se ha desarrollado la cápsula bucal que permite a los ejemplares todavía inmaduros fijarse profundamente a la mucosa intestinal, alcanzando así los vasos sanguíneos, originando ruptura de capilares y hemorragias (Quiroz, 2000). Los nemátodos pueden consumir al día hasta 0.1ml de sangre, traduciéndose en una intensa anemia en los cachorros que usualmente tienen cientos de estos parásitos. A esto se agrega su constante desplazamiento que originan sangrados por algún tiempo en el sitio que dejan; sumado a ello, empleo de la sangre como fuente de oxígeno puede en algunos casos ocasionar una anemia intensa en las infecciones graves (Noble, 1976). Por otro lado, los perros adultos pueden desarrollar un nivel leve de anemia y caracterizada por ser crónica, ya que al tener usualmente la infección ligera, la médula ósea a través de la eritropoyesis va a tener tiempo suficiente para compensar las pérdidas de células y elementos sanguíneos ocasionadas (Atías, 1999).

Las infecciones ligeras de tricurosis (*Trichuris* sp.) no provocan una reacción importante en el hospedador. En cambio, infecciones intensas generan inflamación de la mucosa cecal, incrementando la mucosidad y produciendo hemorragias. La sangre y los restos tisulares constituyen la principal fuente de alimentación de las formas adultas (Quiroz, 2000; Urquhart, 2001). Las formas larvianas y adultas de *Trichuris* sp se introducen en la mucosa del ciego y de la pared intestinal respectivamente, ocasionando irritación además de daños mecánicos y traumáticos. En casos crónicos, la inflamación afecta todo el ciego, y

se pueden apreciar adherencias en el peritoneo (Cordero del Campillo et al, 1999; Atías, 1994).

La presencia de los céstodos en el intestino de los perros tiene como consecuencia diversas acciones patógenas de tipo traumático o expoliativo. Un ejemplo de acción traumática en la mucosa intestinal es la que se origina cuando el escólex se fija a ésta, produciendo a su vez irritación (Quiroz, 2000). Asimismo, cuando los proglótidos grávidos son expulsados, por ejemplo en especies en los cuales son muy activos como *D. caninum*, se producen manifestaciones clínicas como prurito. Un ejemplo de las acción patógena de tipo expoliativa,, es decir de aquella que extrae del hospedador sustancias nutritivas y secreciones intestinales, como en el caso de *D. latum*, que a través de su tegumento sustrae la vitamina B12 llegando a producir anemia perniciosa en humanos (Atías, 1999).

La acción patógena que ejerce de *Giardia* sp. es producida por la acción traumática-irritativa ejercida en las células del intestino generando la reducción de las microvellosidades intestinales y la destrucción del borde en cepillo celular s (Itoh et al, 2005). Esta injuria provoca importantes alteraciones en la digestión, además de cuadros de mala absorción en la que se ven comprometidos los ácidos grasos, azúcares, vitaminas y proteínas. También se conoce la acción expoliadora de *Giardia* sp. que secuestra nutrientes importantes procedentes del metabolismo del hospedador tales como proteínas, hidratos de carbono y grasas (Yrriberry y Cervera, 2002). La *Giardia* también actúa como vector ya que pueden transportar en su interior agentes patógenos como virus, bacterias, micoplasmas, hongo, y de esta forma actuar precursoras de otras afecciones tales como el parvovirus, distemper, etc (Cordero del Campillo et al.,1999).

## **6.- SIGNOS DE ENTEROPARASITOSIS EN CANINOS**

La enteroparasitosis canina no presenta signos patognomónicos, por el contrario existen una diversidad de signos que se presentan como parte de su

patogenia. Muchas veces, debido a su presentación crónica, hay alternancias como episodios agudos y periodos sin sintomatología aparente (Irriberry y Cervera, 2002).

En caninos, los helmintos intestinales tienen importancia porque algunos como el *Toxocara canis*, causan anorexia, disminuyen el apetito y en infecciones masivas puede ser mortal en los cachorros (Quiroz, 2000). Mientras que en situaciones de parasitosis con *Dipylidium caninum* y *Echinococcus granulosus* la diarrea y la obstrucción intestinal es evidente en casos de infecciones masivas, ya que estos parásitos interfieren con la absorción y conversión de los nutrientes (Cordero del Campillo et al., 1999).

Los signos de enteroparasitosis son agrupados en generales, digestivos, nerviosos y alérgicos:

- ❖ Problemas con el apetito: siendo la anorexia es más común, como en ancilomatidosis (Atías, 1994).
- ❖ Reducción del peso corporal: observado en problemas de la coccidiosis. Cabe resaltar, que la disminución del peso corporal y la afección del estado nutricional de los perros pueda deberse a otras causas, y que la parasitosis acelera su presentación (Rubio, 2000).
- ❖ Los signos digestivos son vagos e inespecíficos. A menudo se observan trastornos del tránsito intestinal:  
Diarreas: generalmente líquidas con presencia de moco, sangre o ambos y con gran número de evacuaciones diarias en la coccidiosis.; con contenido elevado de grasas (esteatorrea), heces mal olientes, que alterna con periodos de estreñimiento o heces normales en la giardiasis (Ponce-Macotela et al, 2005); líquidas o pastosas en la ascariasis, con abundante mucosidad y sangre en la toxocariasis. y heces diarreicas de color negruzco en caso de ancilomatidosis (Sokolow et al, 2002).
- ❖ Fiebre, que puede alcanzar los 40°C en la giardiasis de curso agudo, crónico (Ponce-Macotela et al, 2005).

- ❖ Dilatación abdominal y dolor marcado a la palpación como en el caso de la giardiosis aguda, toxocariosis intensa (Quiroz, 2000).
- ❖ En casos graves, pueden presentarse complicaciones como obstrucción intestinal y perforación en el caso de toxocariosis (Borchert, 1975). El paso de nemátodos y contenido intestinal hacia la cavidad abdominal causan peritonitis, generalmente mortal (Barriga, 2002).
- ❖ Signos nerviosos de intranquilidad, que podrían deberse a las larvas erráticas en el sistema nervioso central, como en el caso de toxocariosis y en las infestaciones masivas crónicas existen manifestaciones convulsivas periódicas (Quiroz, 2000).
- ❖ Signos respiratorios como tos, taquipnea y flujo nasal, en infecciones intensas de toxocariosis (Leguía, 1996).
- ❖ El signo alérgico común es el prurito anal, signo muy frecuente en la infección por céstodos adultos en perros, y es consecuencia de la irritación provocada por la expulsión de proglótidos grávidos a través del ano, especialmente en la dipilidiosis, que origina el lamido intenso del animal en esta zona y frote el ano con el suelo (signo de trineo) (Cordero del Campillo et al., 1999). Este fenómeno puede ocasionar depilaciones e inflamaciones de la zona perianal que pueden llevar a dermatitis crónicas y a la inflamación de las glándulas anales, aunque a veces esta es consecutiva a la obstrucción directa de los orificios por los proglotis (Borchert, 1975).
- ❖ Retraso en el crecimiento de los cachorros, además de anemia, delgadez, pelaje áspero y sin brillo (Urquhart, 2001).

## **7.- DIAGNÓSTICO DE ENTEROPARÁSITOS EN CANINOS**

La sintomatología de la parasitosis intestinal tiene diversas presentaciones, por lo que es de suma importancia que el inicio terapéutico, no sólo se base en el diagnóstico clínico presuntivo, sino que es necesaria la identificación de los parásitos a través de la observación de la forma adulta, larvaria, huevos, y; de ser

posible la determinación de antígenos parasitarios (Botero y Restrepo, 1998; Atías, 1994).

En las muestras fecales de los perros pueden encontrarse parásitos expulsados en forma natural o restos parasitarios, sin embargo, lo más frecuente es que con la ayuda del microscopio se observen los huevos eliminados (Jawetz, 1998). Por lo tanto, el éxito de un examen coproscópico depende fundamentalmente de una correcta extracción y preparación de las muestras (Melhorn, 1993).

Obtención de Muestra fecal:

Generalmente la muestra emitida espontáneamente es adecuada para el examen coprológico, debe colocarse en recipientes limpios y secos. Muestras recogidas a partir del suelo no son de utilidad ya que pueden estar contaminadas con larvas de vida libre, entre otros agentes. Así también la muestra fecal no debe mezclarse con orina (Botero y Restrepo, 1998).

## **7.1.- OBSERVACIÓN MACROSCÓPICA**

Levethal, 1992, expresa las siguientes recomendaciones para una adecuada y correcta observación macroscópica:

- a. Observación de la consistencia; las heces blandas o líquidas indican la posible presencia de protozoarios intestinales, por ejemplo, los trofozoítos son hallados usualmente en muestras blandas o líquidas, a diferencia de las formas quísticas. Por otro lado, los huevos de los helmintos pueden hallarse en muestras de cualquier consistencia, aunque la dificultad de diagnóstico es mayor en muestras líquidas debido al factor dilución.
- b. Búsqueda de parásitos en la superficie de la muestra, por ejemplo, proglótidos de céstodes como en el caso de *Dipylidium caninum*.
- c. Desmenuzar la muestra con una cucharita par buscar helmintos adultos, por ejemplo, *Toxocara canis* y *Toxascaris leonina*.

- d. Examinar la muestra en busca de sangre y moco.

Una vez recolectada la muestra, es importante tener en cuenta el tiempo antes de su procesamiento. Por ejemplo, muestras líquidas deberán ser evaluadas como máximo a los 30 min de su obtención, mientras que muestras blandas una hora después y las muestra formadas el mismo día o conservarse (Jawetz, 1998). Ciertos fármacos y/o compuestos tales como purgantes, antidiarreicos, antibióticos, antiácidos y preparados a partir de bario y bismuto pueden ocasionar problemas para la evaluación de la muestra fecal, por lo que se recomienda recolectar la muestra antes de la ingestión de dichas sustancias (INS, 2006). Para la evaluación diagnóstica es importante recordar que los parásitos son expulsados intermitentemente, lo que genera ciertas limitaciones es técnicas parasitológicas haciendo necesario la evaluación de muestras seriadas, es decir, las muestras deben recolectarse en al menos tres días alternos por cada individuo. Ya que esta forma de muestreo incrementará las posibilidades de hallar formas parasitarias en las muestras fecales (Atías, 1994; Barriga, 2002).

## **7.2.- OBSERVACIÓN MICROSCÓPICA**

Existen diversas técnicas coproparasitológicas, cada una de ellas con fines diferentes y con sus propias ventajas y desventajas. La selección de una o más técnicas depende de la capacidad *per se* de la técnica y de qué especie parasitaria y qué fase de su ciclo evolutivo se pretende diagnosticar (INS, 2006).

Existen técnicas cualitativas, para el diagnóstico etiológico, y cuantitativas, para determinar el grado de infección parasitaria. Dentro de las técnicas cualitativas destacan los métodos directo simple, las técnicas de concentración y las tinciones; mientras que en las cuantitativas sobresalen las técnicas de Mc Master y la de Kato-Katz (Atías, 1994; Kaufmann, 1996).

### **A) TÉCNICAS CUALITATIVAS**

### **A.1) Método Directo Simple:**

En este método, una pequeña cantidad de heces es mezclada con una o dos gotas de agua en un portaobjeto, la que a continuación será observada con un objetivo del 10X en el microscopio (Weybridge laboratoties, 1973). Este método es utilizado para el diagnóstico de ascariasis en perros y gatos, además puede demostrar proglótides de céstodes y huevos de tremátodos (Georgi, 1994; Rojas, 1990; Kaufmann, 1996). En el caso que el resultado sea positivo o fuertemente positivo, se puede asumir que estamos ante una severa infección (Thiempont, 1979), sin embargo, este método sencillo y práctico, tiene el inconveniente de ser eficaz únicamente cuando la concentración de huevos es elevada, además a veces resulta difícil de identificar los huevos que se encuentran cubiertos por detritus. De esta forma un examen negativo no será digno de confianza, por lo que en estos casos se deberá realizar un método de concentración o de enriquecimiento. Sin embargo, es útil por lo extremadamente sencillo y en los casos de evidencia parasitaria muy numerosas (Rojas, 1990).

### **A.2) Técnicas de Concentración:**

Usualmente en las deposiciones, los parásitos se encuentran muy diluidos demasiado por lo que no pueden ser fácilmente diagnosticados a una concentración natural. Por esta razón, es necesario el empleo de técnicas que faciliten la concentración de las formas parasitarias (Barriga, 2002) (sedimentación y flotación) cuya finalidad es concentrar en un menor volumen los huevos, quistes y larvas que se hayan en la materia fecal e identificarlos correctamente, así se encuentren en un escaso número (Orihel, 1999), separándolos de la masa de materia fecal formado por bacterias y alimento no digerido (Faust et al, 1974).

#### **a) Flotación:**

En los métodos de flotación se utilizan líquidos de mayor gravedad específica que la de los huevos o quistes, de manera que los parásitos floten en la superficie y se puedan tomar una muestra de la parte superior del tubo. La solución concentrante debe tener una gravedad específica final de alrededor de 1.20 (Leventhal, 1992) entre los compuestos que se utilizan para concentrar las soluciones tenemos:  $\text{NaN}_3$ ,  $\text{ZnCl}_2$ ,  $\text{ZnSO}_4$ , azúcar y  $\text{NaCl}$  (Kaufmann, 1996), siendo las dos últimas más usadas en nuestro medio por eficientes y económicas (Rojas, 1990).

La primera técnica de concentración para el diagnóstico de quistes de protozoarios, además de huevos y larvas de los helmintos fue el método de flotación en sulfato de Zinc desarrollado por Faust. Sin embargo, no es recomendado para el diagnóstico de *Ascaris* (Weybridge laboratorios, 197); además no permite detectar huevos pesados como los equistosomas (Melvin y Brooke, 1971).

El método de flotación emplea soluciones sobresaturadas principalmente de cloruro de sodio o azúcar. Es un método sencillo y eficaz que permite detectar huevos de helmintos incluso en infecciones leves, siendo apropiada para el diagnóstico de *Ascaris*, además pueden detectar huevos de céstodos y ooquistes de coccidia y *Cryptosporidium* (Kaufmann, 1996), y se basa en que la mayoría de huevos poseen un bajo peso específico que permite separarlos por flotación (Rojas, 1990).

#### **b) Sedimentación:**

Las técnicas de sedimentación permiten identificar los quistes de protozoos, además de los huevos y las larvas de helmintos, sin embargo, su principal desventaja es la presencia de más residuos orgánicos en los preparados en comparación con la técnica de flotación (Kaufmann, 1996).

Los métodos de sedimentación concentran las heces y los huevos en el fondo de un medio líquido, y se utiliza generalmente porque no distorsionan los quistes de los parásitos, y por su facilidad técnica y económica los métodos de flotación. Tello (1998) introdujo en nuestro medio esta técnica para aislar protozoarios utilizando solución salina fisiológica. Esta técnica se realiza también utilizando agua y solución salina al 0,85%, mediante la sedimentación en agua es posible diagnosticar huevos de *Fasciola* sp.; *Paramphistomum* sp. y *Dicrocoelium* sp; mientras con la sedimentación en solución no saturada de sal, se detectan huevos de *Schistosoma* sp (Kaufmann, 1996).

La técnica de Ritchie modificado: es una técnica de sedimentación de uso no muy difundido en medicina veterinaria, se recomienda su utilización cuando las muestras contienen grasa en abundancia (Barr, 1998), ya que, al utilizar solventes como formalina, éter o acetato de etilo, los residuos y grasas de las muestras de heces son eliminadas y los parásitos son depositados en el fondo de la suspensión (García, 2001). La técnica de Ritchie es recomendada por su facilidad en la realización, lo que reduce las fallas técnicas y recupera un rango importante de parásitos, siendo eficaz en la detección de huevos de helmintos; trofozoítos, quistes y ooquistes de protozoarios (Salvatella R., C. Eirale, 1996), incluyendo *Cryptosporidium* (Guerrant, 1997), también detecta huevos con opérculo y tiene una eficacia moderada para los huevos de *Schistosoma* (Basso et al, 1998).

### **A.3) Coloraciones:**

El lugol es la primera tinción utilizada, la más simple y generalizada para la mejor observación de enteroparásitos tras la realización de la técnica de observación directa en fresco y del enriquecimiento. El lugol permite resaltar ciertas estructuras tales como los núcleos de protozoos dándoles una coloración café a los huevos y larvas (Botero y Restrepo, 1998).

Sin embargo, la identificación de quistes, ooquistes o trofozoítos de protozoarios enteroparásitos en circunstancias determinadas puede necesitar de coloraciones especiales. Por ejemplo, tras la aparición del *Cryptosporidium* sp. como un parásito oportunista emergente, se determinó la utilización de la técnica de flotación en sacarosa seguida por una coloración identificatoria de Ziehl-Neelsen modificado (técnica semiácido resistente) o de Kinyou, que utiliza las cualidades tintoriales de semiácida resistencia de los ooquistes. Estas técnicas se basan en que las paredes celulares de parásitos coccidios como *Cryptosporidium* contienen ácidos grasos (ácidos micólicos) de cadena larga (50 a 90 átomos de carbono) que les confieren la propiedad de resistir la decoloración con alcohol-ácido, después de la tinción con colorantes básicos (Salvatella, R. y Eirale, 1996).

## **B) TÉCNICAS CUANTITATIVAS**

La carga parasitaria existente en el hospedero determinará la concentración de formas parasitarias en las muestras de heces además de la influencia de factores propios del parásito como la especie y la cantidad de formas juveniles presentes, sumado esto a factores propios del hospedero como edad, dieta y resistencia. Las formas parasitarias, huevos o quistes no se encuentran distribuidas de forma homogénea las heces, por lo que el número de huevos por gramo de heces (hgh) va a tener un sesgo, haciendo que el resultado no sea completamente representativo de la patogenia real (Barriga, 2002).

### **B.1) KATO KATZ**

La técnica de Kato-Katz es generalmente empleada para diagnosticar *Schistosoma mansoni*. El conteo de huevos de helmintos intestinales permite determinar los niveles y la intensidad de la infestación parasitaria en los individuos muestreados, no detecta protozoarios. Es una técnica semicuantitativa que tiene como base la cuantificación por microscopía del número de huevos presentes en una cantidad exacta de materia fecal. Es una medida indirecta de la carga parasitaria, generalmente a mayor conteo de

huevos será mayor el número de hembras adultas presentes (Tello y Canales, 2000).

Por lo tanto, el número de huevos por gramos de heces determinará la clasificación de la intensidad de la infección en leve, moderada o intensa (Tello y Canales, 2000).

## **B.2) MC MASTER MODIFICADO:**

La técnica de Mc Master modificado permite el conteo de número de huevos de parásitos en una cantidad exacta de muestra fecal utilizando la cámara o portaobjeto de Mc Master. Para esto se pesa 4g de heces, que son colocadas en un vaso graduado, el cual se completa con una solución de flotación hasta 60 ml para obtener una proporción de 1 g de heces por 15 ml de suspensión, seguidamente se filtra y se mantiene mezclando la solución para mantener los elementos parasitarios distribuidos homogéneamente. Luego con una pipeta se toma líquido y se llenan ambas cámaras, se deja reposar 5 minutos para que los huevos asciendan. Se cuenta el número de formas parasitarias en el cuadrado de cada cámara, manteniendo un registro separado para cada forma parasitaria identificada (tipo de huevo, quiste u ooquiste). Del número que se obtengan se calcula los hgh para cada elemento diagnóstico, multiplicando el número obtenido por 100 (Barriga, 2002).

## **7.4.- VERACIDAD DE RESULTADOS:**

Existen diferentes expresiones en relación a la veracidad de los resultados de los exámenes coprológicos, tal es así que los laboratorios Weybridge en Inglaterra (1973) manifestaron que errores en el muestreo o en la realización de la técnica ocasionarían que los huevos de los parásitos no se distribuyan uniformemente en las heces, sin embargo, también agregan que esta fuente de error no es excesivamente grande.

Se conoce que la resistencia que presenta el hospedero a los parásitos puede disminuir o anular totalmente la oviposición; también puede dar lugar a una notable prolongación del período prepotente (Weybridge laboratorios, 1973).

Además, se sabe que los vermes inmaduros no revelan su presencia a través de la eliminación de huevos, a pesar que algunas formas inmaduras de parásitos son altamente patógenas (Weybridge laboratorios, 1973); esto nos indica que, a pesar de tener un resultado negativo en un examen de heces, existe la posibilidad que un animal se encuentre altamente infectado.

Por su parte, Rojas (1990), manifiesta que el resultado de un examen fecal negativo que no halle evidencia parasitaria, no debe expresarse como negativo, sino como que no se observa, a razón de las siguientes consideraciones:

- ✓ Variación en lapso del ciclo circadiano.
- ✓ Errores naturales de muestreo.
- ✓ La cantidad y consistencia de las heces afectará la relación de su número por unidad de peso.
- ✓ La resistencia y estado fisiológico del hospedero altera el periodo prepatente y la capacidad biótica del parásito.
- ✓ La capacidad biótica varía de una especie de parásito a otra.
- ✓ La fase de evolución larval.

#### **7.5.- IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS:**

Posterior al procesamiento de las muestras fecales, se realiza la identificación de los parásitos a través del microscopio:

El ooquiste de las coccidias por lo general presenta formas esféricas, subesféricas, ovoides o elipsoidales. Su pared está compuesta de dos capas de

color claro y transparente, con un contorno doble bien definido. Ciertas especies presentan un micropilo en un extremo. El ooquiste esporulado con 4 esporocistos da el diagnóstico de *Cytoisospora* (Soulsby, 1981). El diagnóstico diferencial de coccidias se basa en la morfometría de los ooquistes esporulados:

<i>Cytoisospora canis</i> :	34-40 x 28-32 $\mu\text{m}$ .
<i>Cytoisospora chilensis</i> :	20-27 x 15-24 $\mu\text{m}$ .
<i>Sarcocystis ovicanis</i> :	13 x 8 $\mu\text{m}$ .

Para la identificación de *Giardia* sp., si la muestra se colorea con lugol el parásito se hace más evidente. El trofozoíto de *Giardia* sp. tiene la forma de pera, mide entre 12 a 15 micras, posee 8 flagelos y 1 axostilo. Se diagnostica en heces frescas (Graffar, 2006).

El quiste de *Giardia* spp. mide de 9 a 12 micras, tiene una forma elipsoidal bien definida. El citoplasma contiene cuatro núcleos (Graffar, 2006). Los casos de cestodosis son identificados mediante la observación de proglotis y/o huevos en las muestras de heces. Esta eliminación de proglotis y/o huevos se produce de forma irregular y varía según la especie, por ejemplo, en los casos de teniosis y equinococosis los huevos y proglotis son identificables en las heces. Por otro lado, en casos de dipilidiosis, los proglotis son eliminados dificultando el hallazgo con las técnicas coprológicas, a menos que se concentren mediante algún procedimiento (Urquhart, 2001).

Empleando el examen macroscópico de las heces es posible la identificación de los proglotis; por ejemplo, los proglotis grávidos de *D. caninum* son ovalados, con medidas aproximadas de 2-3 x 8-23 mm, presentan movimiento y pueden ser observados a simple vista con un movimiento de arrastre en las heces e incluso en el pelo del animal. Estos proglotis tienen poros genitales bilaterales y una vez rota su pared, son liberadas las cápsulas ovíferas conteniendo un aproximado de 5-30

huevos cada una. Una vez en el medio ambiente se deshidratan por lo que tornan arrugadas y de apariencia similar a los granos de arroz.

Los proglotis de *Taenia* sp. tienen forma rectangular con medidas aproximadas de 3-7 x 8-14 mm y presentan un prominente poro lateral. La visualización macroscópica de proglotis grávidos de *Echinococcus* sp. es difícil debido a su pequeño tamaño (0,6 x 2-3 mm). Los huevos de *Taenia* sp y *Echinococcus* sp son morfológicamente indiferenciables a la observación microscópica. Por tal motivo, el diagnóstico definitivo solo se da con la identificación de los vermes adultos, es decir, administrando a los perros un purgante como bromhidrato de arecolina se facilita la liberación e identificación de los vermes del intestino. Su empleo está únicamente justificado en el diagnóstico de la equinococosis canina y aunque es muy específico, hay un 20% de perros que no resultan purgados (Cordero del Campillo, 1999).

En caso de *Trichuris* sp. se diagnostica al observar sus huevos de color marrón, en forma de barril que miden entre 70 a 89  $\mu$  de longitud con dos tapones en los polos (Leguía, 1996) Por otro lado, los huevos de ancilostómidos miden entre 50-60  $\mu$  de ancho y cuando son eliminados en las heces, al microscopio se caracterizan por una cubierta transparente formada como producto de su blastomerización (Tay, 2006).

Los quistes de *Cryptosporidium* sp. con la técnica de Ziehl Neelsen modificada se observan esféricos, ovoides, con un color rojo característico, rubí brillante, con algunas granulaciones oscuras en su interior y destacan sobre un fondo verde o azul. (Gorman, 1987; Troncoso-Ramón, 1992)

## **8.- EPIDEMIOLOGÍA**

En la distribución de los parásitos intervienen diversos factores asociados al hospedador (edad, tipo de alimentación, entre otros), así como los factores relacionados con el parásito y el medio ambiente (Audesirk, 2003). Por ejemplo, el céstodo más común en los perros es el *Dipylidium caninum* porque su hospedero intermediario, la pulga, es una compañera casi constante del hospedero definitivo, por lo que es frecuente en zonas urbanas y rurales (Urquhart, 2001).

Por otro lado, altas prevalencias de *Echinococcus granulosus*, *T. ovis* y *T. multiceps* son reportadas en perros dedicados a la labor de pastoreo, ya que esta actividad facilita su acceso a las vísceras crudas, principalmente, de las ovejas. Sin embargo, estas infecciones también han sido diagnosticadas en perros de zonas semirurales e incluso urbanos, ya que el acceso a estas vísceras crudas se ha visto facilitado por mataderos clandestinos o con mala administración (Barriga, 2002). Para que las formas infectivas de los parásitos se desarrollen con éxito, necesitan de ciertos niveles de sombra, aireación, temperatura y humedad (Quiroz, 2000). Si las condiciones no son propicias, su infectividad puede verse afectada, por ejemplo, la infectividad de los huevos de ténidos es eliminada en pocas horas a temperaturas extremas de 40°C y -70°C (Cordero del Campillo et al, 1999).

Enteroparásitos, principalmente los nemátodos y protozoarios requieren humedad relativa mayor a 80% para desarrollarse adecuadamente, muriendo en ambientes menores a 60% de humedad. Las larvas requieren áreas con presencia de lluvias, ya que cuando las precipitaciones son escasas, se desecan y mueren. (Barriga, 2002).

Las cestodosis son de distribución cosmopolita. La prevalencia es variable; por ejemplo, *Echinococcus granulosus* en perros oscila entre 18 y 60% en Sudamérica, 2 y 63% en África y entre 2y 70% en Europa (Cordero del Campillo, 1999). Por otro lado, en Irán, un estudio reportó como los enteroparásitos más frecuentes a *Toxocara canis* (6%), *Toxascaris leonina* (33%), *Ancylostoma*

*caninum* (4%), *Oxynema* sp. (1%), *Taenia hydatigena* (53%), *Taenia ovis* (7%), *Taenia multiceps* (5%), *Dipylidium caninum* (39%), *Mesocestoides lineatus* (26%) y *Macracanthorhynchus hirudinaceus* (5%) (Dalimi et al, 2006).

En Perú entre los céstodos más frecuentes que parasitan el intestino de los perros se encuentran, *Dipylidium caninum*, *Echinococcus granulosus* y *Taenia* sp. (Zaldívar, 1991). Por otro lado, una investigación realizada en los Andes centrales peruanos encontró una frecuencia del 32% de equinococosis canina (Moro, 1997).

Entre otros estudios, tenemos los realizado por Acha (1952), quien halló prevalencias de 29% para *Toxascaris leonina*, 21% para *Toxocara canis*, 4% *Ancylostoma caninum* y 10% para *Trichuris vulpis*. Mientras que un estudio realizado en el cono sur de Lima Metropolitana encontró una prevalencia de *Giardia* sp. *canina* entre 8,8% y 15% (Zárate et al, 2003).

## **9.- ZONOSIS CAUSADAS POR ENTEROPARÁSITOS**

Es importante considerar que en la transmisión de infecciones helmínticas zoonóticas, el perro es parte de esta cadena de transmisión (Leguía, 2002). En la sierra proliferan los helmintos y los parásitos zoonóticos tales como teniasis, hidatidosis y fasciolosis por el contacto con perros y cerdos (INS, 2006). Las regiones ganaderas de la Sierra central y Sur del Perú son las más afectadas con las parasitosis, siendo la más frecuente la hidatidosis humana (Núñez, 2001), grave enfermedad producida por los estadíos larvales del *Echinococcus granulosus*. La prevalencia de esta enfermedad es una de las más altas en todo el mundo, aproximadamente 10% (Moro, 1997).

Entre los nemátodos zoonóticos se encuentran *Toxocara cati*, *Toxocara canis* y *Toxascaris leonina*, los cuales pueden llegar a producir en el hombre el síndrome clínico de larva migrante visceral y ocular (De Petre, 2004), adquiridos por la ingestión de huevos larvados de estos parásitos usualmente presentes en el

suelo. Existe otro síndrome clínico denominado larva migrante cutáneo en el hombre, el cual se genera cuando las larvas de los ancilostómidos del perro penetran a través de la piel (Leguía, 2002 y Acha , Szyfres, 2003).

Entre los protozoos, *Giardia* sp. es un enteroparásito hallados en diversas partes del mundo, es uno de los parásitos más comunes en perros y ganado lechero, afectando también a la población humana (Thompson et al., 2000). La infección humana con *Giardia* sp. es reportada a nivel mundial (OMS, 1980) y es un parásito considerado un patógeno común y frecuente (Goldsmith y Heyneman, 1989). En los países en vías de desarrollo, es considerada una infección endémica presente en mayor cantidad en la población infantil (Acha y Szyfres, 1992; Botero y Restrepo, 1998). En el Perú, la giardiasis es una de las parasitosis de mayor frecuencia, principalmente en niños, estimándose una prevalencia que varía según la zona entre 38 a 80%, produciendo cuadros clínicos como diarreas, síndrome de malabsorción y desnutrición, principalmente (Náquira, 1996).

La mayoría de las infecciones parasitarias en humanos tiene baja mortalidad, pero alta morbilidad (por lo general son infecciones asintomáticas o subclínicas) dado que interactúan con otros factores, ubicándose entre las enfermedades de mayor importancia económica y de salud pública especialmente en áreas rurales o suburbanas (Schantz, 1989). Sin embargo, algunas de estas enteroparasitosis pueden llegar a ser realmente perjudiciales para la salud, más aún en personas inmunosuprimidas, tales como las personas enfermas de SIDA o pacientes con cáncer (Cabrera, 2003).

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **1. LUGAR DE ESTUDIO**

Durante el mes de mayo se procedió a la recolección de muestras de heces de caninos domésticos en las nueve comunidades campesinas (Andachaca, 12 de octubre, Huarautambo, Astobamba, Tambochaca, Tambopampa, Santiago Pampa, Ayayog y Uchumarca) del distrito de Yanahuanca, provincia de Daniel Alcides Carrión, departamento de Pasco. Esta provincia se encuentra ubicada a una altitud entre los 3249 a 4514 m.s.n.m. Posee clima templado, con temperatura media mínima anual de 10 °C en los meses de febrero y marzo, media-máxima de 18 a 20 °C en mayo y con 23 °C en junio y julio.

#### **2. MUESTRAS**

Las muestras fecales correspondieron a la primera porción sólida evacuada luego de la dosificación con bromhidrato de arecolina (4 mg/Kg) (Shantz, 1997). Para evitar la contaminación de la muestra los animales (voluntariamente llevados por sus dueños), fueron sujetos a estacas dispuestas sobre un plástico negro de aproximadamente 1,5 m de ancho por 10 m de largo, hasta esperar la evacuación, luego de la cual, la muestra fue recolectada con una cucharita de plástico y colocada en un frasco previamente identificado con los datos del perro (nombre, comunidad y fecha). Se llevó un registro de cada animal que ingresaba tomando datos como nombre del dueño, nombre del perro, sexo, edad, actividad que realiza y condición corporal).

Las muestras fueron conservadas en PBS formolado al 5%, mezclando una cantidad aproximada de 5 g de materia fecal con 10 ml. del conservante. Este compuesto evita la descomposición de la muestra, conservando bien los huevos de helmintos y los quistes de protozoarios,

además de disminuir el mal olor (Botero y Restrepo, 1998). Además del conservante, las muestras fueron mantenidas en refrigeración (4 °C) hasta su procesamiento en el laboratorio de Medicina Veterinaria Preventiva de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Una vez concluido el trabajo de campo, todo el material de deshecho fue incinerado y se realizó el flameo de la zona. El material reusable fue desinfectado con lejía al 10%.

### 3. Tamaño muestral:

El tamaño muestral se determinó mediante la fórmula de estimación de proporciones ajustado por el tamaño de la población (según el censo de la población del 2004), que arrojó 400 animales en las comunidades mencionadas) y tomando como referencia una prevalencia a nivel mundial de 78% reportada por Fernández (2002). El error estimado es del 10%.

$$N = \frac{N Z^2 p q}{d^2(N-1) + Z^2 p q} = 57$$

Donde:

N = tamaño de la muestra.

q = 1-p

p = proporción esperada

Z = 1,96

Por lo tanto, el tamaño muestral mínimo necesario para este estudio fue de 57 muestras fecales de perros, que representa el 14,25% del total de perros de las comunidades censadas.

A pesar de los inherentes problemas durante la recolección de muestras, tales como la no respuesta a la administración de arecolina y el rechazo de los propietarios a colaborar con la investigación como en el caso

de las comunidades de Tambopampa y Ayayog, se logró recolectar un total de 50 muestras de heces, provenientes de cánidos de ambos sexos, en su mayoría machos mayores de un año, tal como se observa en la tabla 1. Por otro lado, la comunidad de Tambochaca fue donde se recolectó la mayor cantidad de muestras, según se describe en la tabla 2.

**Tabla 1.** Total de animales muestreados según edad y sexo.

EDAD	SEXO		TOTAL
	Hembra	Macho	
Menos de 12 meses	5	10	15
Mayor o igual a 12 meses	12	23	35
TOTAL	17	33	50

**Tabla 2.** Número de muestras recolectadas en las comunidades del distrito de Yanahuanca- Pasco.

COMUNIDADES	MUESTRAS (n)	(%)
Tambochaca	18	36
12 de octubre	9	18
Huarautambo	1	2
Astobamba	4	8
Andachaca	9	18
Uchumarca	5	10
Santiago Pampa	4	8
TOTAL	50	100

#### 4. ANÁLISIS COPROLÓGICO DE LAS MUESTRAS

La muestra fecal mezclada con PBS formolado, formaban un volumen aproximado de 10 ml a 12 ml. Esta cantidad fue distribuida uniformemente para las tres técnicas coproparasitológicas a realizarse: dos técnicas de concentración de elementos parasitarios y una de tinción.

##### **Técnicas de Flotación:**

Se utilizó la técnica de flotación con solución sobresaturada de azúcar, con una densidad de 1,3 aproximadamente, para detectar huevos de helmintos, ooquistes de coccidia y *Cryptosporidium* (Kaufmann, 1996). La técnica de flotación se fundamenta en que el bajo peso específico de los huevos de los parásitos permitirá su separación por flotación (Rojas, 1990).

##### ***Procedimiento:***

En un tubo Falcon de 15 ml, se colocó la muestra hasta 5 ml, luego se enrasó hasta 15 ml con agua. Se homogenizó y se esperó a que sedimente, para seguidamente observar el sobrenadante, si éste se encontraba turbio era desechado y se repetía el paso anterior, con el objetivo de lavar la muestra; por el contrario, si el sobrenadante se observaba claro se desechaba y sobre el sedimento se vertía la solución sobresaturada de azúcar hasta formar un menisco en la parte superior del tubo, colocando una laminilla cubreobjeto sobre este. Después de media hora la laminilla se colocó en la lámina portaobjeto, se mezcló con una gota de lugol y se procedió a la lectura en el microscopio a 10x y 40x.

##### **Técnica de Sedimentación:**

-***Sedimentación espontánea***, que permite la observación huevos y quistes de parásitos (Tello, 1988).

##### ***Procedimiento:***

En un tubo Falcon de 50 ml, se colocó la muestra hasta 5 ml, luego se enrasó hasta 50 ml con agua. Se homogenizó y se esperó a que sedimente, para seguidamente observar el sobrenadante, si éste se encontraba turbio era desechado y se repetía el paso anterior, con el objetivo de lavar la muestra; por el contrario si el sobrenadante se observaba claro después de media hora se eliminaba, obteniendo una gota del sedimento con una pipeta Pasteur se obtenía una gota del sedimento, la cual fue colocada en una lámina portaobjeto y cubierta por la laminilla cubreobjeto. Se procedió a la lectura al microscopio a 10x y 40x.

- ***Ritchie modificado***, es eficaz en la detección de huevos de helmintos; trofozoítos, quistes y ooquistes de protozoarios (Salvatella y Eirale, 1996), incluyendo *Cryptosporidium* (Guerrant, 1997).

***Procedimiento:***

Se colocó la muestra en un tubo Falcon de 50 ml, se agregó la muestra fecal y se homogenizó con una bagueta. Se dejó reposar, para luego filtrar la suspensión fecal a través de una malla fina de 0,15 mm de diámetro a un tubo Falcon de 15 ml y se agregó agua hasta 15 ml. A continuación, se centrifugó a 2000 r.p.m durante un minuto y medio y se decantó el sobrenadante. Sobre el sedimento se vertió formol al 10% hasta la mitad del tubo, manteniéndose en reposo por 5 minutos. Con ayuda de una pipeta Pasteur se agregó 3 ml de éter, rápidamente se tapó el tubo y se procedió a agitar vigorosamente durante 30 segundos. A continuación, se centrifugó a 2000 r.p.m durante 2 minutos y medio, seguidamente se decantó el sobrenadante y a limpiar las paredes del tubo con un hisopo. Una gota del sedimento fue colectada con una pipeta Pasteur y se colocó sobre una lámina portaobjeto, se colocó la laminilla cubreobjeto y se procedió a leer en el microscopio a 10x y 40x.

**Tinción de Ziehl – Neelsen:**

Se utilizó esta técnica identificatoria para *Cryptosporidium* sp., la cual se basa en que los ácidos grasos de su pared celular, le confiere la propiedad de resistir la decoloración con alcohol-ácido, después de la tinción con colorantes básicos (Salvatella, 1996).

**Procedimiento:**

Una gota de la muestra fecal fue colocada sobre una lámina portaobjeto y se dejaba secar. A continuación, se agregó fucsina básica 8% y se dejó reposar por 30 minutos. Luego se procedió a decolorar la lámina con alcohol ácido al 1% durante uno a tres minutos, y se lavó nuevamente con agua. El contraste se realizó con azul de metileno por 2 minutos y luego se realizó el último lavado. Finalmente se dejó secar, y se agregó a la lámina una gota de aceite de inmersión para su lectura en el microscopio con un objetivo de 100X.

## 5. ANÁLISIS DE DATOS:

Para el análisis los animales fueron divididos en grupos de acuerdo a:

**a. Sexo:** hembra y macho.

**b. Edad:** menores de 12 meses y mayores o iguales a doce meses. Los animales menores de 1 año son generalmente los más afectados por el parasitismo intestinal (Ramírez- Barrios et al 2004).

**c. Condición Corporal:** la condición corporal de cada perro fue evaluada por una sola persona (para disminuir errores por subjetividad), quien, a una distancia de dos metros, comenzaba a evaluar la condición corporal observando primero a dos metros de distancia del animal y luego a través de la palpación, así calificaba la condición corporal en buena, regular o mala. Las categorías planteadas se adaptaron del Sistema de Condición

Corporal de Purina y del Manual Hills Pet Nutrition, diferenciando tres categorías principales:

- ***Mala Condición Corporal:***

A la observación se hacen evidentes las costillas, vértebras lumbares y otras prominencias óseas. Son fácilmente palpables, notándose la pérdida del tejido muscular y, no hay grasa palpable.

- ***Condición Corporal Regular:***

Los huesos son prominentes, a la palpación tejidos mínimos de grasa y músculo.

- ***Condición Corporal Buena:***

Las costillas son visibles, y a la palpación no hay presencia de grasa excedente. Desde una perspectiva dorsal, la cintura es observada por detrás de las costillas no en forma prominente y desde una vista lateral, el abdomen es observado contraído.

**d. Actividad:** durante el registro de animales se preguntó al dueño si el perro realizaba labores como guardián de la casa, pastor o si realizaba ambas actividades. Teniendo como referencia que perros pastores presentan mayor grado de parasitismo intestinal (Dalimi et al, 2006).

Las variables comunidad, edad, sexo, condición corporal y actividad fueron analizadas utilizando la prueba de diferencia de proporciones ( $p < 0,05$ ).

## **6. MATERIALES**

### **6.1 Materiales para la recolección de muestras fecales:**

Frascos herméticos de plástico de 100ml.

Plumón indeleble para toda superficie.

Cucharitas de plástico.

Guantes de látex.

Plásticos negros de 10x1,5 m.

Estacas de metal.

Soguillas.

Bromhidrato de arecolina.

Cinta maskintape, lapiceros.

Etiquetas.

Fichas de registro.

Jeringa dosificadora.

Mamelucos.

Mascarillas.

Lejía.

### **3.2 Materiales para el análisis coproparasitológico de las muestras:**

Copas de precipitación de plástico.

Agua corriente.

Tamiz.

Mortero de porcelana.

Pipetas Pasteur.

Láminas portaobjeto.

Láminas cubreobjeto.

Baguetas.

Microscopio de luz.

Solución lugol.

Tinción de Ziehl - Neelsen.

Eter etílico.

Formol al 10%.

Solución buffer fosfato al 5%.

Solución sobresaturada de azúcar.

Tubos Falcon de 50 ml.

Tubos Falcon de 15 ml.

Lejía.

#### IV: RESULTADOS

La investigación se realizó sobre las 50 muestras de heces recolectadas, 17 de ellas pertenecientes a hembras con un promedio de edad de 18 meses y 33 machos con una edad promedio de 32 meses (Tabla 1). La muestra fecal fue considerada positiva si en la observación macroscópica y/o microscópica se encontraba al menos un huevo, quiste u ooquiste parasitario.

Las 50 muestras de heces recolectadas y analizadas fueron positivas, encontrándose que los grupos más parasitados fueron los animales machos (66%), mayores de doce meses (70%), con buena condición corporal (58%) y que realizaban actividades mixtas de guardianía y pastoreo (50%) ( $p < 0,05$ ). La comunidad de Tambochaca presentó un mayor porcentaje de positivos (34,3% - 11/32) seguida por 12 de octubre (18,7% - 6/32), Andachaca, Astobamba y Uchumarca (12,5% - 4/32), Santiago Pampa (6,2% - 2/32) y Huarautambo (3,1% - 1/32). Estas frecuencias se observan en las tablas 3 y 4, donde se detalla el número de muestras positivas a la observación macroscópica y microscópica.

**Tabla 3.** Frecuencias de muestras positivas por comunidad a la observación macroscópica.

Comunidad	Edad < 12 meses (n = 5)		Edad ≥ 12 meses (n = 27)		TOTAL	%
	H	M	H	M		
Andachaca	1	-	1	2	4	12.5
12 de octubre	-	-	1	5	6	18.75
Huarautambo	-	-	-	1	1	3.13
Astobamba	1	-	2	1	4	12.5
Tambochaca	-	3	3	5	11	34.38
Santiago Pampa	-	-	1	1	2	6.25
Uchumarca	-	-	-	4	4	12.5
<b>TOTAL</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>8</b>	<b>19</b>	<b>32</b>	<b>100</b>

**Tabla 4.** Frecuencias de muestras positivas por comunidad a la observación microscópica.

Comunidad	Edad < 12 meses (n = 14)		Edad ≥ 12 meses (n = 33)		TOTAL	%
	H	M	H	M		
Andachaca	-	4	-	3	7	14.9
12 de Octubre	-	-	2	6	8	17.0
Huarautambo	-	-	-	1	1	2.1
Astobamba	1	-	2	1	4	8.5
Tambochaca	3	5	4	6	18	38.3
Santiago Pampa	-	1	1	2	4	8.5
Uchumarca	-	-	1	4	5	10.6
TOTAL	4	10	10	23	47	100

Respecto a los parásitos encontrados: *Taenia* sp. Se halló con más frecuencia (72%) y con menor frecuencia se halló *Sarcocystis* sp. (2%) y *Ascaris* sp. (2%). El resto de parásitos tales como *Toxascaris* sp., *Toxocara canis*, *Trichuris* sp., *Capillaria* sp., *Giardia* sp. y *Dipylidium caninum*, se observaron con menor frecuencia (Tabla 5).

Los parásitos intestinales se presentaron en un 82% (41/50) asociados y un 18% (9/50) de forma individual. Se observó la asociación de tres parásitos en 18 de las 50 muestras estudiadas, seguido por la asociación doble (11/50). También se observaron asociaciones de cuatro (5/50) y cinco (7/50) parásitos. La asociación más frecuente fue de *Taenia* sp. y *Coccidia* sp (Tabla 6).

**Tabla 5.** Frecuencia de enteroparásitos identificados en las muestras de perros según el examen parasitológico.

Parásitos Intestinales	Muestras positivas a enteroparásitos (n = 50)		Muestras positivas a enteroparásitos según examen parasitológico (n = 50)							
			Observación macroscópica		Observación microscópica					
	Técnica de Flotación				Técnica de Sedimentación		Técnica de Ritchie			
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
<i>Ancylostoma</i> sp.	20	10	-	-	14	7	6	3	10	5
<i>Capillaria</i> sp.	3	1.5	-	-	1	0.5	-	-	2	1
<i>Coccidia</i> sp.	26	13	-	-	19	9.5	7	3.5	14	7
<i>Dipylidium</i> sp.	2	1	2	1	1	0.5	2	1	-	-
<i>Taenia</i> sp.	17	8.5	17	8.5	9	4.5	10	5	8	4
<i>Toxocara canis</i>	14	7	-	-	14	7	-	-	-	-
<i>Toxascaris</i> sp.	15	7.5	1	0.5	10	5	8	4	7	3.5
<i>Trichuris</i> sp.	10	5	-	-	7	3.5	1	0.5	3	1.5
<i>Sarcocystis</i> sp.	1	0.5	-	-	1	0.5	-	-	-	-
<i>Giardia</i> sp.	3	1.5	-	-	-	-	1	0.5	3	1.5
<i>Ascaris</i> sp.	1	0.5	-	-	-	-	1	0.5	-	-
<i>Echinococcus</i> sp.	8	4	8	4	-	-	-	-	-	-

**Tabla 6.** Asociación de formas parasitarias según edad y sexo.

FORMAS PARASITARIAS	POSITIVOS				TOTAL
	Edad < 12 meses		Edad ≥ 12 meses		
	H	M	H	M	n (%)
Individual	2	3	2	2	9 (18)
Asociadas (2 a más)	3	7	10	21	41 (82)
Total	5	10	12	23	50 (100)

Se registraron 21 perros con condición corporal regular y 29 perros en buena condición corporal, siendo los más parasitados estos últimos, existiendo diferencia estadística significativa ( $p < 0,05$ ) (Tabla 6).

**Tabla 7.** Frecuencia de perros positivos a enteroparásitos según condición corporal

<b>Condición Corporal</b>	<b>Pos.</b>	<b>%</b>
Buena	29	58
Regular	21	42
Mala	0	0
Total	50	100

Los animales que realizaban ambas labores (guardianía y pastoreo) estuvieron estadísticamente más parasitados que aquellos realizaban una sola actividad ( $p < 0.05$ ). (Tabla 8).

**Tabla 8.** Frecuencia de perros positivos a enteroparásitos según la actividad que realizan

<b>ACTIVIDAD</b>	<b>POS.</b>	<b>%</b>
Casa	14	28
Pastor	11	22
Ambas	25	50
TOTAL	50	100

## V. DISCUSIÓN

En el Perú son pocos los estudios realizados en zonas rurales para hallar la frecuencia de parásitos intestinales en perros. La presente investigación halló que el 100% (n=50) de perros muestreados de las comunidades campesinas del distrito de Yanahuanca fueron positivos a la infección con parásitos intestinales. Este resultado es uno de los más altos en comparación con los reportados a nivel mundial que van desde el 5,9% en países desarrollados como Finlandia hasta 85% en países en vías de desarrollo como México (Eguía-Aguilar et al, 2005). Otro ejemplo lo encontramos en Irán (Dalimi et al, 2006) con una prevalencia de helmintos intestinales de 89,15% al analizar el contenido intestinal de los perros pertenecientes a una zona con similares características que Yanahuanca (zona ovejera, con perros que actúan como pastores, guardianes y mascotas).

Los perros analizados en este estudio fueron clasificados en dos grupos etarios (menores de un año y mayores o iguales a un año). Hallándose que los animales mayores o iguales a un año presentaron el mayor porcentaje de positivos (70%), aunque no se han reportado estudios similares, se ha descrito que no existe influencia de la edad en perros infectados con *Giardia* y *Cryptosporidium* (Huber, et al 2005). Otro estudio en Perth (Australia) halló que los perros iguales o mayores a seis meses fueron más positivos a *Sarcocystis sp* (Bugg et al 1999). Estos hallazgos nos sugieren que los perros mayores de un año, los cuales realizan la actividad de guardianes y pastores, tienen mayor contacto con el ganado en la zona de pastoreo y/o en la zona de sacrificio. De esta manera este grupo de perros quedaría más expuesto a contraer enteroparásitos, a diferencia de los perros menores de seis meses que generalmente permanecen en las casas, en la cual hay más tierra y poca vegetación, lo que desfavorece el desarrollo de los parásitos intestinales.

En las zonas rurales el perro cumple diversos roles tales como guardián de la casa y pastor. El 50% de los animales de las comunidades de Yanahuanca

realizan ambas actividades observándose que esta condición ejerce influencia sobre el parasitismo, ya que ellos presentaron el mayor porcentaje en comparación a los perros que desempeñan una sola actividad. Un estudio en el este de Irán, demostró también que la prevalencia de helmintos fue alta (89,15%) en los perros pastores, guardianes y mascotas (Dalimi et al, 2006).

Se demostró que los machos fueron más susceptibles que las hembras al parasitismo intestinal (66% vs 34%, respectivamente). Este resultado concuerda con un estudio de purga canina realizado en China en el cual se halló una mayor frecuencia de perros machos positivos a *E. granulosus* y *E. multilocularis* (Budke et al, 2004). Sin embargo, estos dos resultados difieren de la mayoría de reportes en los cuales no se halla diferencia estadística significativa por géneros (Giraldo et al, 2003; Martínez-Moreno, et al 2006; Ramírez – Barrios et al, 2004). Es posible que factores individuales, tales como el estado de nutrición, el sistema inmunológico, los hábitos alimenticios de cada animal influyan en la infección por parásitos.

Las infecciones con parásitos gastrointestinales producen trastornos tales como irritación de la mucosa, mala absorción, diarrea, vómito y anemia produciendo debilidad y disminución de la condición corporal (Segovia y Ozuna, 2000). Sin embargo, los perros muestreados calificados con condición corporal buena fueron los más parasitados (58%) que los de condición corporal regular (42%). Por el contrario, un estudio realizado en perros en Colombia encontró que aquellos con buena condición corporal representaron el 80% del total de muestreados, y de éstos sólo el 18% presentó infección por helmintos intestinales, no hallando diferencia estadística significativa en sus resultados (Giraldo et al 2003). La subjetividad en la evaluación de la condición corporal podría ser un factor importante que influye en los resultados, por ejemplo, cada línea comercial de alimentos para mascotas tiene su propia tabla de condición corporal para perros sin embargo esta subjetividad se ha tratado de minimizar al establecer un

solo parámetro de evaluación basado en dos líneas comerciales reconocidas y al encargarlo a una sola persona durante toda la campaña.

En el presente trabajo se reporta una frecuencia de los siguientes parásitos en orden decreciente *Taenia* sp. (72%), *Coccidia* sp. (52%), *Ancylostoma* sp. 40%, 30% *Toxascaris leonina*, *Toxocara canis* 28%, *Trichuris* sp. 20%, *Echinococcus granulosus* 16%, *Capillaria* sp. 6%, *Giardia* sp. 6%, *Dipylidium caninum* 4%, *Sarcocystis* sp. 2% y *Ascaris* sp. 2%. Estudios realizados entre los años 50 y 80 describieron la prevalencia de *Toxocara canis* entre 25% y 46% y para *Dipylidium caninum* se reporta una prevalencia entre 13% y 66% (Rakower y Castillo, 1951; Hipólito, 1954; Bazauri, 1987; Pinto, 1979; Quevedo, 1970) en toda la zona de Costa y Sierra del Perú. Los porcentajes hallados para *T. canis*, coinciden con los reportes, sin embargo, la frecuencia de *D. caninum* en la zona de Yanahuanca es del 4%, a diferencia de lo reportado por los estudios mencionados. Además, se halló una alta frecuencia de tenias en la zona de estudio, 34% frente al 5% hallado por Bazauri en el año 1987 en Cajamarca. Con este trabajo observamos el gran porcentaje de perros infectados con parásitos, muchos de ellos constituyendo un verdadero potencial zoonótico. El conocer cuáles son y en qué porcentaje se encuentran, ayudará a implementar una campaña antiparasitaria canina.

A nivel mundial se sabe que las frecuencias de parásitos en perros van de 4% al 80% (Benitoa et al, 2006; Giraldo et al, 2003). Un estudio realizado en Irán halló *Macracanthorhynchus hirudinaceus* con un porcentaje del 5%. Este parásito cuyo hospedero definitivo es el cerdo y los hospederos intermediarios son los escarabajos coprófagos, no lo hemos encontrado en Yanahuanca, a pesar de ser una zona que se crían cerdos libres. Por otro lado, una investigación realizada en Chile reportó la presencia de *Sarcocystis* sp. en perros con una frecuencia del 4% (López et al, 2006). En el presente estudio se halló una frecuencia del 2% para dicho parásito. Debido al nulo conocimiento de los pobladores, los perros están presentes en los lugares de beneficio del ganado, facilitando la ingesta del perro de carne contaminada, realizándose el ciclo biológico del parásito. El hombre se

infecta al ingerir carne contaminada cruda o mal cocida desarrollando quistes en los músculos o al ingerir ooquistes (los cuales son expulsados por los perros) por malos hábitos higiénicos formando ooquistes en el intestino. Aunque este parásito no infecta de manera severa al hombre, se sabe que la toxina del quiste conocida como sarcocistina produce cuadros de diarrea en las personas (Jawetz, 2000).

Dentro del grupo de protozoarios, se encontró un 6% de animales positivos a *Giardia* sp. y ninguno a *Cryptosporidium* sp. El porcentaje hallado para ambos es bajo en comparación a los reportes en el Perú y a nivel mundial que van desde 9% (Araujo et al, 2004) hasta 31% (Huber et al, 2005) para *Giardia* sp. y de 2% (Huber et al, 2005) hasta 25,4% (Romero, 1999) para *Cryptosporidium* sp. La excreción de ooquistes de *Cryptosporidium* sp. y quistes de *Giardia* sp. es intermitente en animales sintomáticos y asintomáticos (Current y García 1999), entonces un examen fecal negativo no significa necesariamente que el animal no esté parasitado por estos protozoarios.

En este trabajo se reporta la presencia de un huevo de *Ascaris*, sin embargo, el perro no es hospedero de dicho parásito. Existen dos especies de *Ascaris*: *Ascaris lumbricoides* y *Ascaris suum*, los cuales tienen como hospedero al hombre y al cerdo respectivamente (Cordero del Campillo et al, 1999). No se han hallado documentos que reporten la presencia de este tipo de parásitos en caninos. Por otro lado, en las comunidades estudiadas, se observa la disposición de excretas humanas al aire libre y/o en letrinas, a las cuales los cerdos y los perros tienen fácil acceso para el hábito coprofágico, lo que puede generar una variación de inclusión en el ciclo biológico del parásito.

La prevalencia de *Echinococcus granulosus* varía entre 2% y 70% a nivel mundial (Cordero del Campillo et al., 1999). La prevalencia de equinocosis canina en la zona de la sierra central y sur de nuestro país van de 8% a 37% (Moro, 1994; Arévalo, 1978; Gamarra et al, 1993; Núñez, 1972; Hurtado, 1993). En este estudio se halló una frecuencia de 16% para este parásito, lo cual es un

importante porcentaje si tomamos en cuenta su potencial zoonótico. Lamentablemente la zona de Yanahuanca tiene las características para que se desarrolle la enfermedad en el hombre, por el contacto con perros infectados, el beneficio informal del ganado, es decir no existe un camal con control sanitario, y por lo general es al aire libre en donde los perros tienen fácil acceso a las vísceras crudas o los mismos dueños se las dan de comer. Por ser una zona ganadera necesitan a los perros como pastores, teniendo en su mayoría más de tres perros por familia. Además, otro factor importante son las pobres medidas higiénicas, la falta de educación sanitaria lo que ocasiona que la enfermedad se contraiga por lo general en la niñez por la ingestión de huevos después del contacto con canes infectados o a través del agua o alimentos contaminados. Tanto la enfermedad en humanos como en el ganado ocasiona pérdidas económicas debido a los gastos de salud y a la menor producción de carne y leche, respectivamente (Núñez et al, 2003). Al tener conocimiento de que el parásito está presente en estas comunidades se debe comenzar a implementar las medidas pertinentes para disminuir la equinococosis y la hidatidosis.

Además de *Echinococcus granulosus* existen otros parásitos de importancia zoonótica que fueron recuperados, tales como, *Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum* y *D. caninum*. La alta frecuencia hallada de parásitos zoonóticos en esta zona, constituye un severo riesgo para la salud humana en esta región. Esta situación se agrava debido a que los pobladores del distrito de Yanahuanca no son conscientes del efecto adverso sobre su salud y no toman las medidas necesarias para prevenir dichas infecciones.

Existen diversos organismos parásitos que invaden el intestino de los perros. En las zonas rurales los canes son considerados parte importante de la familia debido a los diversos roles que desempeñan como mascota, pastor y guardián. Inherente a este contacto estrecho entre el perro y el hombre está la transmisión de parásitos zoonóticos que, sumado a las condiciones precarias de salubridad de estas comunidades, al igual que la falta de educación sanitaria y los

malos hábitos que ésta conlleva, generan un problema serio en la salud de la población, lo que a corto, mediano o largo plazo se traduce en pérdidas económicas. Por lo tanto, es necesario seguir investigando e identificando los enteroparásitos en las zonas más alejadas de nuestro país para diseñar un plan de acción adecuado que permita controlar y/o disminuir la parasitosis en animales y humanos.

## VI. CONCLUSIONES

- ❖ Existe una alta frecuencia de enteroparásitos en los perros de las comunidades campesinas del distrito de Yanahuanca - Pasco se encuentran infectados con parásitos intestinales.
- ❖ El mayor porcentaje de parasitismo intestinal se halló en los animales machos, mayores de doce meses, en buena condición corporal y que desarrollan labores mixtas de guardián y pastor.
- ❖ Los enteroparásitos identificados en estas comunidades son de importancia en salud pública, tales como *Echinococcus granulosus* (16%), *Toxocara canis* (28%), *Ancylostoma caninum* (40%) y *Dipylidium caninum* (4%).

## VII. RECOMENDACIONES

- ❖ Desarrollar e implementar un programa calendarizado de administración de antiparasitarios en perros a cargo de las autoridades pertinentes.
- ❖ Educar a los pobladores de estas comunidades, enseñándoles las medidas higiénicas básicas, y de manera didáctica el ciclo biológico de los parásitos que ellos podrían contraer si no lo previenen.
- ❖ Implementar medidas para el control del sacrificio del ganado, estableciendo camales con medidas sanitarias básicas que permitan la correcta disposición de las vísceras o de las canales en mal estado, y así evitar la ingesta de éstas por los perros.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

**Acha, P.N.; B. Szyfres.** 1992. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2ª ed. Washington: OPS. 611-615 p.

**Acha PN, Szyfres B.** 1986. Zoonosis y enfermedades trasmisibles comunes al hombre y a los animales. 2ª ed. Washington: OPS. 503 p.

**Angulo M, Aguilar D, Guillen J.** 1987. Contaminación de Suelos de Parques Públicos por *Toxocara canis*. Revista Ibérica Parasitológica: (Volumen extraordinario): 165-171.

**Araujo W, Chávez A, Casas E, Falcón N.** 2004. Prevalencia de *Giardia sp.* en *Canis familiaris* de los distritos de la Provincia Constitucional del Callao. Rev. Inv. Vet. 15 (2): 145 – 150.

**Asano K, Susuki K, Matsumoto T, Sakai T, Asano R.** 2004. Prevalence of dogs with intestinal parasites in Tochigi Japan in 1979, 1991 and 2002. Veterinary Parasitology (120): 243-248.

**Atías N.** 1994. Parasitología Clínica. 3ª ed. Chile: Mediterráneo: 577, 572, 582 y 583 p.

**Barr SC,** 1998. Infecciones entéricas protozoáricas. En: Enfermedades Infecciosas en Perros y Gatos. 2ª Ed. México: McGraw-Hill. p 530-535.

**Barriga O.** 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en América Latina. 3ª ed. Chile: Germinal. 221-222 p.

**Basso N, Brihuego M, Calzetta E.** 1998. Bases de Parasitología Veterinaria. 1ª Ed. Buenos Aires: hemisferio sur. 107 p.

Beldar R. 1963. *Dipylidium caninum* en niños. Comunicación de 13 casos y tratamiento con un derivado de salicilamida. *Parasitol*:18: 63-67.

Benitoa A, Carmena D, Joseph L, Martínez, J, Guisantesa J. 2006. Dog echinococcosis in Northern Spain: Comparison of Coproantigen and serum antibody assays with coprological exam. *Veterinary Parasitology* 142 (1-2): 102-111.

Botero D, Restrepo M. 1998. Parasitosis humanas. 3ª ed. Bogotá: Corporación para Investigaciones Biológicas. 61-67 p.

Bugg RJ, Robertson ID, Elliot AD, Thompson RC.1999. Gastrointestinal Parasites of Urban Dogs in Perth, Western Australia. *The Veterinary Journal* 157: 295-301.

Budke CM, Campos-Ponce M, Quian W, Torgerson YR. 2004. A canine Purgatives Study and Risk Factor Analysis for Echinococcosis in a High Endemic Region of the Tibetan Plateau. *Veterinary Parasitology* 127 (2005): 43-49.

Burke T, Roberson E. 1985. Prenatal y lactational transmission of *Toxocara canis* and *Ancylostoma caninum*. *Int. Parasitology*: 71-75.

Cabrera PA, Ordoñez O, Cortés J, Rodríguez J, Villamil L. 2003. Determinación de parásitos zoonóticos (helminths y protozoarios) en caninos del centro de Zoonosis de Bogotá. *Biomédica*; 23 (Sup. 1): 153.

Ciba-Geygy. 1984. Parásitos Internos de Caninos y Felinos. *Bol. Divulg*: 21: 4 p.

Clivaggio G. 1991. Las Veredas Venenosas. *Revistas Noticias* 14: 5.

Current L, García S. 1991. Cryptosporidiosis. *Clin Microbiol* ~~Rev~~: 4: 325-8.

**Cordero Del Campillo M, Rojo F, Martínez A, Sánchez M, Hernández S, Diez P, Quiroz H, Carvalho M.** 1999. Parasitología Veterinaria. 1ª Ed. Madrid: Mc Graw-Hill. 616, 621, 626, 629,631, 637, 641, 643 p.

**Dalimi E, Sattari A, Montamedi G.** 2006. A Study on Intestinal Helminthes of Dogs, Foxes and Jackals in the Western part on Iran. Veterinary Parasitology 142: 129-133.

**De Petre.** 2004. Claves en el manejo de la Toxocariasis. PROAPS- REMEDIAR atención primaria de la salud. Boletín Semanal 2 (14).

**Fernández CF, Cantón AG.** 2002. Frecuencia de Helmintos en Intestino de Perros sin Dueño Sacrificados en la Ciudad de Querétaro, México. Vet. Mex.: 33: 247 p.

**Fontanarrosa FM, Vezanni D, Basabe J, Eiras YD.** 2006. An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dog from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): Age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. Veterinary Parasitology 136 (3-4): 283 – 295 p.

**García LS.** 2001. Macroscopic and Microscopic examination of fecal specimens. In Diagnostic medical parasitology. ASM Press. Washington D.C. 741 p.

**Georgi J, Georgi M.** 1994. Parasitología en clínica canina. México D.F: Interamericana. 231 p.

**Guerrero S.** 1975. Estudio de la contaminación de parques públicos de Lima Metropolitana con huevos de *Toxocara* sp. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 55 p.

**Giraldo MI, García N, Castaño J.** 2005. Prevalencia de helmintos intestinales en caninos en el departamento de Quindío. Biomédica 25 (3).

**Goldsmith R., Heyneman D.** 1989. Tropical medicine and parasitology. California: Appleton & Lange. 239-246 p.

**Gonzales De La Rosa J, Barbadillo J, Merino J, Sánchez M.** 1999. Parásitos intestinales. Protocolo diagnóstico - terapéutico. Boletín pediátrico. 39 (168): 106-111.

**Gorman GG.**1987.La criptosporidiosis: Una nueva entidad clínica. Med. Vet. 9(2): 52-60.

**Guerrant RL.** 1997. Criptosporidiosis: An emerging, highl infectious threat. Emer.Inf. Dis.3(1): 51-7.

**Herskovic P, Leiva S, Astorga B.** 1986. Toxocariasis humanas en Chile. Evaluación del diagnóstico serológico mediante ELISA. Parasitología al Día. 10: 76-80.

**Huber F, Bomfim TC, Gomes RS.** 2005. Comparison between natural infection by *Cryptosporidium* sp., *Giardia* sp. in dogs in two living situations in the west zone of the municipality of Rio de Janeiro. Veterinary Parasitology. 130 (1-2): 69-72.

**Instituto Nacional De Salud.** 2000. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Lima, Perú. 17-19, 22 p.

**Kauffman J.** 1996. Parasitic infections domestic animals. Berlin: Birkhauser Verlag. 5-7 p.

**Leguia PG.** 1996. Enfermedades parasitarias de perros y gatos. Epidemiología y control. Lima: Mar. 18 - 19 y 25 p.

**Leguia PG.** 2002. Enfermedades parasitarias de perros y gatos. Epidemiología y control. 2ª Ed. Lima: Mar. 155 p.

**Leventhal R.** 1992. Parasitología Médica. México: Interamericana. 132, 133, 136-139 p.

**López DJ, Abarca K, Paredes P, Inzunza E.** 2006. Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Consideraciones en Salud Pública. Rev Méd Chile 134: 193-200.

**Martínez – Moreno FJ, Hernández S, López – Cobos E, Becerra C, Acosta I, Martínez – Moreno A.** 2006. Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. Veterinary Parasitology 143 (2007): 7-13.

**Martínez I, Ruiz L, Gutiérrez M, Fernández A.** 1996. Departamento de Microbiología y Parasitología. Facultad de Medicina. Universidad Autónoma de México 27.

**Melvin D, Brooke M.** 1971. Métodos de laboratorio para diagnóstico de parásitos intestinales. México: Interamericana. 198 p.

**Moro PL, Mc Donald J, Gilman R, Silva B, Verástegui M, Malqui V, Lescano G, Falcón N, Montes G, Bazalar H.** 1997. Epidemiology of *Echinococcus granulosus* infection in the Central Peruvian Andes. Bulletin of the World Health Organization 75 (6): 553 - 561.

**Náquira C.** 1996. Parasitosis en el Perú. Revista Médica. 3: 40-46.

**Núñez E, Calero D, Estares L, Morales A.** 2003. Prevalencia y factores de riesgo en hidatidosis en población general del distrito de Ninacaca - Pasco, Perú 2001. Anales de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos: 64 (1): 34-42.

**OMS.** 1980. Parasite-related diarrhoeas. Bull. World Health Organization 58: 819-830.

Orihel TC, Ash LR. 1997. Medios auxiliares para el diagnóstico de los parásitos intestinales. Génova. Organización Mundial de la salud.

Pullola J, Vierimaa S, Saari A, Virtala M, Nikander S, Sukura A. 2006. Canine intestinal helminths in Finland: prevalence, risk factor and endoparasitic control practices. *Veterinary Parasitology*. 140: 321-326.

Rojas M. 2003. Nosoparasitosis de perros y gatos peruanos. 2ª ed. Perú: p 18-21.

Romero S. 1999. Determinación de la presencia de *Cryptosporidium parvum* y *Cyclospora* sp., en caninos domésticos en los distritos de Lima Metropolitana. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 41 p.

Salvatella R, Eirale C. 1996. Examen coproparasitario. Metodología y empleo Revisión Técnico Metodológica. *Revista Medica Uruguay*. 12 (3): 215-223.

Schantz PM. 1989. *Toxocara larva migrans* now. *Amj. Trop. Med. Hyg*. 41: 21-34.

Soulsby EJ. 1987. *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos*. 7<sup>ma</sup> ed. México: Mc Graw-Hill. 823 p.

Tay ZJ, Sanchez JT. 2006. Características de protozoarios y helmintos capaces de causar diarrea aguda en humanos. *Revista de la Facultad de Medicina UNAM* 45 (2).

TEGLIA OF. 2002. Infecciones por animales domésticos. *Relieve* [Internet], [15 junio 2006]. Disponible en:

<http://www.hospital.austral.edu.ar/documentos/animales>.

Tello CR, Canales YM. 2000. Técnicas de diagnóstico de enfermedades causadas por enteroparásitos. *Diagnóstico*. 39 (4).

**Tello R.** 1998. Empleo de una nueva técnica parasicológica rápida de sedimentación espontánea en el diagnóstico de protozoarios y helmintos. En: V Jornada Científica. Lima; Universidad Peruana Cayetano Heredia.

**Thompson RC, Hopkins RM, Homan WL.** 2000. Nomenclature and genetic groupings of *Giardia* infecting mammals. *Parasitol Today*. 16: 210-213.

**Troncoso-Ramon JM.** 1992. *Cryptosporidium parvum* en la diarrea neonatal en pequeños rumiantes y algunos aspectos epizootiológicos de la criptosporidiosis en corderos. Tesis Doctoral. Madrid: Universidad Complutense de Madrid. 216 p.

**Zárate RD, Chávez A, Casas E, Falcon NY.** 2003. Prevalencia de *Giardia sp.* en canes de los distritos del cono sur de Lima Metropolitana. *Rev. Investig. Vet. Perú*. 14 (2).

## **X. ANEXOS**

**ANEXO N° 1: Ficha de registro.**

**ANEXO N° 2: Protocolo de Muestreo.**

**ANEXO N° 3: Solución para la Conservación de Muestras.**



## ANEXO N° 2

### PROTOCOLO DE MUESTREO

1. Registrar convenientemente al animal conforme se consigna en la ficha (Anexo N°1).
2. Sujeción del perro y dosificación del de la solución con bromhidrato de arecolina (\*) vía oral en dosis de 4mg/kpv. Peso promedio por animal 25kg, dosis oral de 5cc.
3. Sujetar al animal en la estaca ubicada sobre el plástico, tomando en cuenta que la distancia del punto de sujeción a la cabeza del perro no exceda los 50cm.
4. Cuando el animal comience a expulsar la porción sólida de heces, se recolectará aproximadamente 5 gramos con ayuda de una cucharita de plástico y será colocada en un frasco previamente identificado con los datos del perro (nombre, código y comunidad).
5. Adicionarle a la muestra el doble de volumen de PBS-Formol al 5%.
6. Proceder al cerrado y sellado del envase con cinta adhesiva.
7. Colocar el envase en la caja conservadora de frío (*cooler*) hasta su traslado al laboratorio de la F.M.V-U.N.M.S.M.
8. Terminado el muestreo, el animal será identificado con una señal en el lomo con pintura aerosol en lata.
9. Finalizada la actividad se procederá a quemar el plástico.

#### (\*) SOLUCIÓN DE BROMOHIDRATO DE ARECOLINA

- 1 g de Bromohidrato de Arecolina.
- 10 g de Azúcar.
- Agua cps 50 ml.

### ANEXO N° 3

#### SOLUCIÓN PARA LA CONSERVACIÓN DE MUESTRAS

##### PBS

Ph 7.4

##### Reactivos

##### Cantidad (g)

Cloruro de Sodio	8,0
Fosfato de Sodio dibásico	1,55
Cloruro de Potasio	0,2
Fosfato de Potasio monobásico	0,2
c.p.s	1,0L agua destilada.

##### Para la conservación de Muestras PBS – Formol 5%:

PBS	950 ml
Formol químicamente puro	50 ml